



UNIVERSIDAD NACIONAL
AUTÓNOMA DE
MÉXICO

UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA DE MÉXICO

FACULTAD DE ESTUDIOS SUPERIORES

CUAUTITLÁN

“EVALUACIÓN COMPARATIVA DEL TRATAMIENTO
DEL AGUA RESIDUAL DEL TALLER DE LÁCTEOS DE LA
FES-CUAUTITLÁN CON QUITOSÁN Y UN AGENTE QUÍMICO”

TESIS

QUE PARA OBTENER EL TÍTULO DE:

INGENIERO EN ALIMENTOS

PRESENTA:

MÉNDEZ BOLAÑOS DANIEL

DIRECTORA DE TESIS:

DRA. SUSANA PATRICIA MIRANDA CASTRO

CO-ASESORA:

I.Q. DELGADILLO GARCÍA GRACIELA RUTH

CUAUTITLÁN IZCALLI, ESTADO DE MÉXICO.

2011



Universidad Nacional
Autónoma de México



UNAM – Dirección General de Bibliotecas
Tesis Digitales
Restricciones de uso

DERECHOS RESERVADOS ©
PROHIBIDA SU REPRODUCCIÓN TOTAL O PARCIAL

Todo el material contenido en esta tesis esta protegido por la Ley Federal del Derecho de Autor (LFDA) de los Estados Unidos Mexicanos (México).

El uso de imágenes, fragmentos de videos, y demás material que sea objeto de protección de los derechos de autor, será exclusivamente para fines educativos e informativos y deberá citar la fuente donde la obtuvo mencionando el autor o autores. Cualquier uso distinto como el lucro, reproducción, edición o modificación, será perseguido y sancionado por el respectivo titular de los Derechos de Autor.

INDICE

INTRODUCCIÓN.....	2
1. ANTECEDENTES	3
1.1.1. Contaminación en suelos.....	4
Métodos de disposición final de basuras.	5
1.1.2 Contaminación en el aire.....	5
1.1.3 Contaminación en el agua.....	6
Clasificación de los compuestos presentes en el agua.	6
De acuerdo con su naturaleza.	6
De acuerdo con el tamaño.	6
<i>De acuerdo al grupo que pertenece.</i>	7
Eutrofización acelerada:	7
Contaminación por residuos industriales del ramo alimenticio.	7
Vertidos de aguas residuales de la industria láctea.	8
RESIDUOS SÓLIDOS ORGÁNICOS	8
CONTAMINACIÓN EN LA INDUSTRIA LÁCTEA	9
TIPOS DE CONTAMINANTES	9
Efluentes líquidos	10
Composición de los productos lácteos.....	10
Algunos procesos generadores de efluentes durante la obtención de productos lácteos.	10
Tratamientos térmicos	11
Composición de los efluentes	12
1.2 TÉCNICAS DE TRATAMIENTO CONVENCIONAL Y/O ANÁLISIS DE AGUA	13
Principales técnicas analíticas para aguas.	13
Evaluación de la contaminación en las aguas residuales.....	14
1.2.1 Caracterización física	14
Color.....	14
Color aparente	14
Olor	15
Sabor	15
Temperatura	16
Turbiedad.....	16

pH.....	16
Conductividad eléctrica	16
1.2.2 Composición química	17
Alcalinidad.....	17
Dureza	17
Oxígeno Disuelto (OD).....	17
Demanda Bioquímica de Oxígeno (DBO)	17
Demanda Química de Oxígeno (DQO)	17
Grasas y aceites	17
1.2.3 Parámetros biológicos.	18
Coliformes fecales, <i>E.coli</i>	18
Coliformes totales	18
1.2.4 Tratamiento de las aguas residuales de la industria láctea.	19
Pretratamientos.	19
Coagulación química	19
pH óptimo para coagulación	25
Ensayos de Jarras	25
Compuestos de aluminio.....	26
Compuestos de hierro	26
1.3 Generalidades de quitina y quitosán	27
1.4 Definición de quitosán.....	28
1.5 Fuentes de obtención del quitosán	28
1.6 Estructura química del quitosán y quitina	28
1.7 Propiedades químicas del quitosán	29
1.8 Aplicaciones del quitosán	30
❖ Agricultura.	30
❖ Medicina.....	32
❖ Cosméticos	32
❖ Bio-sensores	32
❖ Alimentos	32
❖ Tratamiento de aguas.....	33

CAPITULO II. METODOLOGÍA EXPERIMENTAL	35
1. Objetivos	35
Cuadro Metodológico.....	36
2. Preparación del quitosán.....	37
Caracterización del quitosán	37
Peso Molecular – Consideraciones.....	37
Grado de desacetilación – Consideraciones	40
Prueba de Jarras	43
CARACTERÍSTICAS DEL AGUA RESIDUAL.....	44
PROPIEDADES FÍSICAS – CONSIDERACIONES.....	44
COLOR APARENTE	44
COLOR VERDADERO	45
SÓLIDOS TOTALES	48
PROPIEDADES QUÍMICAS – CONSIDERACIONES.....	50
DUREZA. MÉTODO TITULOMÉTRICO DE EDTA (APHA, 1985)	50
ALCALINIDAD.....	53
CONDUCTIVIDAD ELÉCTRICA	54
GRASAS Y ACEITES.....	54
OXÍGENO DISUELTO (OD)	56
DEMANDA BIOQUÍMICA DE OXÍGENO (DBO).....	59
DEMANDA QUÍMICA DE OXÍGENO	62
Determinación de cloruros (APHA, 1985).....	65
PRUEBAS MICROBIOLÓGICAS – CONSIDERACIONES	67
DETERMINACIÓN DE COLIFORMES TOTALES, FECALES Y <i>E.coli</i>	67
Recomendaciones de uso de las Placas Petrifilm™	67
CAPÍTULO III. RESULTADOS Y ANÁLISIS DE RESULTADOS	71
PESO MOLECULAR DEL QUITOSÁN UTILIZADOS EN LA EXPERIMENTACIÓN.....	71
GRADO DE DESACETILACIÓN.....	73
Prueba de jarras	74
PROPIEDADES FÍSICAS:	75
Color aparente.	75
Color verdadero	76

Sólidos totales	80
PROPIEDADES QUÍMICAS:	83
Dureza total.....	83
Dureza de calcio	84
Alcalinidad.....	85
Conductividad eléctrica	86
Grasas y aceites	86
Oxígeno Disuelto (OD).....	87
Demanda Bioquímica de Oxígeno (DBO)	88
Demanda química de oxígeno	90
Cloruros.....	92
Determinación de coliformes totales, coliformes fecales y <i>E.coli</i>	93
Bioensayo para la comprobación del uso de lodos recuperados del tratamiento del agua residual del taller de lácteos.....	102
Conclusiones y recomendaciones	109
Bibliografía.	111
Anexos	
Reactivos para el Método de Titulación para Determinar Alcalinidad.	118
Reactivos para el Método de Titulación para Determinar Dureza	119
Reactivos para el Método de Azida para Determinar Oxígeno Disuelto	120
Reactivos para Determinar la Demanda Bioquímica de Oxígeno.....	121
Reactivos para Determinar la Demanda Química de Oxígeno	122
Reactivos para el Método Argentométrico para Determinar Cloruro	123
Solucion de Ringer (NMx-042-1987), para dilución de muestras para pruebas microbiológicas. ...	124

Índice de Figuras

<i>Figura 1 Clasificación de los contaminantes del aire (Jiménez, 2001).....</i>	<i>5</i>
<i>Figura 2 Fabricación del queso, esquema simplificado (Siryan, 1995).....</i>	<i>11</i>
<i>Figura 3 Coloide con carga neta negativa (Rigola, 1999).....</i>	<i>21</i>
<i>Figura 4 Aparato para llevar a cabo el Ensayo de Jarras.....</i>	<i>25</i>
<i>Figura 5. Mecanismo de coagulación-floculación (Rigola, 1999).....</i>	<i>27</i>
<i>Figura 6 Estructura del quitosán (Lárez, 2008).....</i>	<i>28</i>
<i>Figura 7 Unidad estructural de la quitina (Lárez, 2003).....</i>	<i>29</i>
<i>Figura 8 Relación estructural entre quitina, quitano y quitosán (Lárez, 2006).....</i>	<i>29</i>

Figura 9. Viscosímetro de Ostwald para medición de viscosidad del quitosán.....	39
Figura 10 Montaje del sistema para medición del Peso Molecular del QN por viscosimetría	40
Figura 11 Montaje del sistema para determinar grado de desacetilación del QN	41
Figura 12 Identificación de los puntos de equivalencia	41
Figura 13 Montaje de equipos y materiales para la prueba de grado de desacetilación del quitosán.....	42
Figura 14 Medidor de pH.....	43
Figura 15 Valoración de la solución ácida de quitosán con hidróxido de sodio.....	43
Figura 16 Montaje de la prueba de jarras para ambos agentes coagulantes.....	44
Figura 17 Colocación de las muestras de A.R en el aparato	45
Figura 18 Diagramas de cromaticidad (APHA, 1985).....	47
Figura 19 Muestras para determinación de dureza de calcio.....	51
Figura 20 Vire de las muestras de rosa a violeta	51
Figura 21 Muestras de agua residual a analizar.....	52
Figura 22 Titulación de las muestras con EDTA 0.01M.....	52
Figura 23 Viraje de color en la titulación.....	52
Figura 24 Viraje de las muestras	54
Figura 25 Determinación de conductividad eléctrica con el puente de Wheatstone.....	54
Figura 26 Frascos Winkler con las muestras para determinación de OD.....	57
Figura 27 Adición de la solución de Sulfato de manganeso y álcali yoduro	57
Figura 28 Adición de ácido sulfúrico concentrado a las muestras	58
Figura 29 Titulación de las muestras de A.R	58
Figura 30 Titulación de las muestras de A.P	58
Figura 31 Rellenado de los frascos Winkler con solución nutritiva para DBO.....	60
Figura 32 Colocación del tapón de agua en cada uno de los frascos Winkler	60
Figura 33 Introducción de los frascos en la estufa para su incubación.....	60
Figura 34 Adición del sulfuro manganesos a cada una de las muestras de A.R.....	61
Figura 35 Adición del álcali-yoduro a cada una de las muestras	61
Figura 36 Adición del ácido sulfúrico concentrado	61
Figura 37 Adición del almidón como indicador	62
Figura 38 Vire de color al titular las muestras	62
Figura 39 Adición de soluciones catalíticas a las muestras de A.R	63
Figura 40 Colocación de las muestras en el termorreactor.....	64
Figura 41 Colocación de las muestras en las celdas de espectrofotómetro	64
Figura 42 Espectrofotómetro.....	64
Figura 43 Colocación de las muestras en matraces Erlenmeyer de 250 ml	66
Figura 44 Viraje de la titulación.....	66
Figura 45 Gráfica de concentración de solución de quitosán vs viscosidad reducida	72
Figura 46 Gráfico que muestra los puntos de equivalencia de ambas pruebas.....	73
Figura 47 Gráfico de turbidez vs dosis de coagulantes	75
Figura 48 Curva patrón para determinar % absorbancia en la prueba de DQO.....	91
Figura 49 Aparato para baño de oro marca Fine Coat-ion sputter, modelo JFC-1100	102
Figura 50 Flóculo (izq) y coágulo (der) de los lodos sedimentados con quitosán con objetivo 1000 X (Fotos de Rodolfo Robles Gómez).....	102
Figura 51 Flóculo (izq) y coágulo (der) de lodos sedimentados con sulfato de aluminio vistos con objetivo 700 X (Fotos de Rodolfo Robles Gómez).....	103

Figura 52 Coágulo de lodos + quitosán (izq) y coágulo de lodos + $Al_2(SO_4)_3$ (der) vistos con objetivo de 45 X (Fotos de Rodolfo Robles Gómez).....	103
Figura 53 Deseccación de los lodos generados por la coagulación de las aguas residuales con ambos agentes coagulantes.	104
Figura 54 Esterilización de la tierra de cultivo en autoclave.	104
Figura 55 Colocación de las semillas en la tierra esterilizada previamente.....	105
Figura 56 Regado de las macetas con semillas y lodos.....	105
Figura 57 Después de 6 días de su siembra.....	105
Figura 58 Después de 9 días de sembrado.....	106
Figura 59 Después de 26 días de sembrado.....	106
Figura 60 Después de 39 días de sembrado.....	107
Figura 61 Después de 2 meses y 3 días de sembrado.....	107
Figura 62 Después de 8 días de sembrado el maíz.....	107
Figura 63 Después de 15 días de sembrado.....	108
Figura 64 Después de 30 días de sembrado.....	108
Figura 65 Después de mes y medio de sembrado.....	108

Índice de Tablas

Tabla 1 Producción de aguas de la industria alimentaria (Arango, 2008).....	3
Tabla 2. Etapas en un proceso industrial con consecuencias ambientales de importancia (AINIA, 1987).....	9
Tabla 3 Composición química de los productos de la industria láctea por 100 gramos.....	10
Tabla 4 Composición de las aguas residuales de la industria láctea.....	13
Tabla 5 Principales compuestos que causan mal olor en el agua residual y lodos.....	15
Tabla 6 Tasas de sedimentación para algunas partículas.....	20
Tabla 7 Valores de PZ en aguas residuales (Rigola, 1999).....	22
Tabla 8 Poderes relativos de coagulación de varios electrolitos (Rigola, 1999).....	23
Tabla 9 Sustancias químicas usadas en coagulación.....	23
Tabla 10 Algunas de las aplicaciones de la quitina y el quitosano en actividades relacionadas con la agricultura.....	30
Tabla 11 Algunos frutos estudiados con recubrimientos de quitosán.....	33
Tabla 12. Cantidad en ml de reactivo para preparar buffer de acetatos según Murray (Deustcher, 1990)....	38
Tabla 13 Rango de longitudes de onda para prueba de color verdadero (APHA, 1985).....	46
Tabla 14 Matices de color para márgenes de longitud dominante ⁶⁶ (APHA, 1985).....	48
Tabla 15 Calidad del agua de acuerdo a su contenido de O.D (APHA, 1985).....	59
Tabla 16 Tiempos medidos en viscosímetro de Ostwald de las diferentes concentraciones en solución.....	71
Tabla 17 Parámetros promedio para la obtención viscosidad intrínseca por método gráfico.....	71
Tabla 18 Grado de desacetilación del quitosán utilizado en la experimentación corrida 1.....	73
Tabla 19 Grado de desacetilación del quitosán utilizado en la experimentación corrida 2.	73
Tabla 20 Prueba de jarras para quitosán y sulfato de aluminio.....	74
Tabla 21 Dosis óptima de coagulantes a utilizar.....	75
Tabla 22 Unidades Hazen de los discos utilizados en el aparato de Hellige.....	75
Tabla 23 Unidades de color en una muestra.....	76
Tabla 24 Parámetros para agua residual sin tratamiento.....	76
Tabla 25 Parámetros para agua residual tratada con quitosán.....	77
Tabla 26 Para el agua residual tratada con sulfato de aluminio.....	77

<i>Tabla 27 Márgenes de tonalidad de acuerdo a la longitud de onda (APHA, 1985)</i>	80
<i>Tabla 28 Pesos obtenidos de la cápsula de porcelana y crisol Gooch + muestra de agua residual cruda</i>	80
<i>Tabla 29 Datos obtenidos para el agua tratada con quitosán (por triplicado)</i>	81
<i>Tabla 30 Datos obtenidos para el agua tratada con sulfato de aluminio (por triplicado)</i>	82
<i>Tabla 31 Resumen de resultados de la prueba se sólidos totales</i>	82
<i>Tabla 32 Resultados por triplicado de dureza total para el agua residual cruda del taller de lácteos.</i>	83
<i>Tabla 33 Resultados por triplicado de dureza total para el agua tratada con quitosán</i>	83
<i>Tabla 34 Resultados por triplicado de dureza total para el agua tratada con sulfato de aluminio</i>	83
<i>Tabla 35 Resultados de dureza total promedio de las aguas analizadas</i>	83
<i>Tabla 36 Resultados por triplicado de dureza de calcio para agua residual cruda</i>	84
<i>Tabla 37 Resultados por triplicado de dureza de calcio para agua tratada con quitosán</i>	84
<i>Tabla 38 Resultados por triplicado de dureza de calcio para agua tratada con sulfato de aluminio</i>	84
<i>Tabla 39 Resultados de dureza de cálcio promedio de las aguas analizadas</i>	84
<i>Tabla 40 Resultados de dureza de magnesio de las aguas analizadas</i>	85
<i>Tabla 41 Resultados por triplicado de alcalinidad para agua residual cruda</i>	85
<i>Tabla 42 Resultados por triplicado de alcalinidad para agua tratada con quitosán</i>	85
<i>Tabla 43 Resultados por triplicado de alcalinidad para agua tratada con sulfato de aluminio</i>	85
<i>Tabla 44 Resultados de alcalinidad total promedio de las aguas analizadas</i>	85
<i>Tabla 45 Resultados de conductividad eléctrica promedio de las aguas analizadas</i>	86
<i>Tabla 46 Resultados por triplicado de grasas y aceites de las aguas analizadas</i>	86
<i>Tabla 47 Resultados de grasas y aceites promedio de las aguas analizadas</i>	87
<i>Tabla 48 Resultados por triplicado de oxígeno disuelto de las aguas analizadas</i>	87
<i>Tabla 49 Resultados de oxígeno disuelto promedio de las aguas analizadas</i>	87
<i>Tabla 50 Diluciones propuestas para preparar las muestras de agua residual según su contenido de OD (APHA y AWWA)</i>	88
<i>Tabla 51 Diluciones propuestas para el analisis de DBO de las aguas</i>	88
<i>Tabla 52 Volumen de titulante gastado en la valoración para determinar DBO de las aguas</i>	89
<i>Tabla 53 Valores de oxígeno disuelto en las muestras de DBO</i>	89
<i>Tabla 54 Resultados de DBO de las aguas analizadas</i>	90
<i>Tabla 55 Resultados de DQO.</i>	90
<i>Tabla 56 Tabla de valores para construcción de curva patrón para DQO</i>	91
<i>Tabla 57 Valores promedio de DQO de las aguas analizadas</i>	91
<i>Tabla 58 Valores de DQO para la identificación del tipo de muestra analizada (APHA y AWWA, 1992)</i>	92
<i>Tabla 59 Cantidad de titulante gastado en la valoración para determinar cloruros en las muestras</i>	92
<i>Tabla 60 Contenido de cloruros para cada tipo de muestra</i>	92
<i>Tabla 61 Determinación de coliformes fecales y E. coli en placas petrifilm</i>	93
<i>Tabla 62 Determinacion de coliformes totales en placas petrifilm</i>	93
<i>Tabla 63 Resúmen de resultados de los análisis físicos químicos y biológicos hechos a las aguas residuales y tratadas con ambos agentes propuestos.</i>	94
<i>Tabla 64 Análisis microbiológico a lodos sin desecar</i>	101
<i>Tabla 65 Análisis microbiológico a lodos desecados</i>	101
<i>Tabla 66 Límites máximos permisibles de la NOM-001-SEMARNAT-1996</i>	125
<i>Tabla 67 Límites máximos permisibles de contaminates en descargas de aguas residuales a los sistemas de alcantarillado urbano o municipal de la NOM-002-SEMARNAT-1996</i>	126
<i>Tabla 68 Límites permisibles de agentes biológicos</i>	127
<i>Tabla 69 Límites persmisibles físicos y organolépticos</i>	127
<i>Tabla 70 Límites permisibles de características químicas</i>	128

Agradecimientos

A Dios... por darme la oportunidad de llevar a cabo uno de los mas grandes sueños de cualquier hijo, infinitas gracias.

A mis padres... José Martín y Guadalupe, por su apoyo, cariño y por su fé en mí y en este trabajo que también es de ustedes, mil gracias.

A la UNAM, Casa formadora de grandes profesionales y en especial a la FES Cuautitlán, por darme las herramientas necesarias para enfrentar cada una de las pruebas tanto laborales como aquellas que se me presentarán a lo largo de mi vida, por darme la oportunidad de conocer a grandes amistades, a grandes profesores y académicos y ayudarme a lograr mis metas de una manera ecuánime.

A mis hermanos... Nancy, Elizabeth y José Macario, por estar junto a mí en las buenas y en las malas, por acompañarme a lo largo de toda mi vida.

A la Dra. Paty Miranda, por tener la confianza y fé en mí y en este trabajo, por inspirarme a lograr una de las tantas cosas que me faltan por lograr, por ser tan profesional y por darme su cariño y afecto, muchas gracias, este también es un logro más de los muchos que tiene y tendrá.

A Graciela Delgadillo García, por su apoyo, cariño, atención y por todas las facilidades que tuvo conmigo como para poder llevar a cabo este trabajo, muchas, muchas gracias.

A mi tia Aurora, por su cariño, consejos, tiempo, voluntad y por todo lo que me ha dado durante todo este tiempo, este también es su logro, muchas gracias.

A mi mamá Rosa Diaz, por darme la oportunidad laboral y por todo el cariño que siempre ha demostrado por mí y mis hermanos, con su ayuda y esfuerzo he logrado este pequeño paso en mi vida, muchas gracias.

A mi mejor y más grande amiga... Eva Isabel Madrid Yépez, por ser tan especial, por escucharme, por aconsejarme y por soportarme, muchas gracias amiga, tkm y cuentas conmigo para lo que quieras, mil gracias.

A Gabriela Flores Ramirez, por estar presente en cada uno de los momentos de mi vida y por ser una gran amiga, tkm.

A todos y cada uno de mis compañeros de generación, por estar conmigo desde el comienzo de esta etapa de mi vida, gracias a Emma Diaz Trejo, Joana Hdz. Vázquez, Valentín Sánchez Reyes, Verónica Miranda, Carolina Vázquez, mil gracias I.A. 29.

A mis tios, primos y primas (Glennie y Leslie Diaz Martinez), este logro también lo comparto con ustedes, mil gracias por su apoyo y afecto.

A mis compañeros del laboratorio de Biotecnología... a Eva Lizpau, Aldo, Edgar, Christopher, Alicia, Liz a Darney y a todos los que creyeron en mí y en este proyecto, muchas gracias por su amistad, afecto, compañía y apoyo.

A Rodolfo Robles Gómez... por su apoyo con las micrografías utilizadas en este proyecto, muchas gracias.

Al programa PAPIME 22PE2032II. Innovacion y fortalecimiento de la enseñanza teorico-práctica de la biotecnología para asignaturas terminales de las ciencias biológicas, por las facilidades otorgadas para llevar a cabo este trabajo.



INTRODUCCIÓN

La industria alimentaria en sus procesos debe utilizar gran cantidad de agua de buena calidad requerida en los procesos de lavado, limpieza y desinfección; actividades que hacen de esta industria una de las de mayor generación de aguas residuales con altas cargas de contaminantes orgánicos.

La implementación de técnicas de aprovechamiento de las sustancias secundarias y residuales puede reducir decisivamente la carga de las aguas residuales. Las instalaciones de producción mecanizada disminuyen, en gran medida, la cantidad de aguas residuales, pero implican un elevado consumo de productos limpiadores.

El subsector de producción de quesos constituye quizás el más heterogéneo en cuanto a tecnologías de producción, debido a la especificidad de elaboración de cada tipo de queso.

El problema de la disposición de desechos líquidos ha contribuido a incrementar el interés por la búsqueda de opciones de reducción y de aprovechamiento, adquiriendo mayor relevancia la incorporación de procesos de gestión ambiental (Renault et.al, 2008).

Las aguas residuales son la emisión de mayor contaminación procedente de la industria láctea; se componen principalmente de sustancias orgánicas resultantes de la transformación de las materias primas y de los productos químicos que son empleados en los tratamientos higiénicos y sanitarios (Arango, 2008). Debido a que no se han llevado estudios anteriores con respecto al impacto ambiental y a la misma calidad de los efluentes del taller de lácteos de la Facultad de Estudios Superiores Cuautitlán, se propone este estudio para poder obtener parámetros de referencia, que permitan tener conocimiento acerca de la disposición y/o tratamiento de esta agua residual, así como del uso y aprovechamiento del quitosán como agente coagulante para este tipo de aguas, comparando su capacidad aniónica frente al sulfato de aluminio que es el coagulante químico de mayor uso y aplicación en el tratamiento de las aguas residuales en las operaciones de floculación-coagulación por parte de las plantas de tratamiento existentes y que representa un riesgo a la salud humana al estar presente en los lodos generados por esta operación y que van a parar a los campos de cultivo o se infiltra a los mantos freáticos al confinarse en tales lugares.

**CAPITULO I. ANTECEDENTES***1.1 Contaminación ambiental*

En la industria de alimentos se utiliza una gran cantidad de agua, debido a que está presente como materia prima de algunos procesos y productos (Industria cárnica, de bebidas, lacteos, etc), así como también en el agua de servicio de tales procesos (agua de caldera, de hielo, de vapor, etc), por lo que la contaminación del agua por parte de este sector es de interés y de gran importancia debido a su variable composición orgánica e inorgánica, así como de su posible tratamiento.

En la Tabla 1 se muestra la producción de aguas residuales y su contenido orgánico en diferentes subsectores de la industria alimentaria.

Tabla 1 Producción de aguas de la industria alimentaria (Arango, 2008)

CANTIDADES ESPECÍFICAS DE AGUAS RESIDUALES Y VALORES DB05 CORRESPONDIENTES A ALGUNAS ACTIVIDADES DE PRODUCCIÓN DE ALIMENTOS¹.				
RAMA	CANTIDAD ESPECÍFICA AGUAS RESID. (m³)	UNIDAD REFERENCIA	DB05 ESPECÍFICA. (Kg O₂)	CARGA TOTAL AÑO², DB05 (T O₂)
Sacrif. Bóvidos Cerdos	0.5-1.0	1CGM ³	1.0-3.5	13.275
	0.1-0.3	1CGMn ⁴	0.2- 0.35	10.862
Manipulación carne	5-7	t gan.sacrif.	7-9	20.905-51.406 ⁵
Tratamiento leche	1-2 ⁶	t leche tratada.	0.85-2.5	55.528
Fabricación queso	-	t queso	1.65	46.000-52.355
Fabricación cerveza	0.2-0.4 ⁷	Hl cerv. Venid.	0.19	103.567-160.529 ⁸
Fabric. mosto dulce	0.82-1.42	t fruta tratada.	3.2-3.4	14.000
Fabric. azúcar	0.5-1.0	t remolacha trat.	⁹ -	-
Elaboración productos de patata	-	t producto	14	7.206
Tratam. pescado fresco	7	t pescado.trat.	7-43.75	-
Fabricación, conservas de pescado	-	¹⁰ t	2-16.2	-
Equivalente habitante ¹¹	0.2	E/d	0.06	0.022



- ¹ Para las columnas 2 y 4
- ² Antiguo territorio federal
- ³ Cabeza de ganado mayor, v.g. 1 vaca
- ⁴ Cabeza de vaca menor v.g. 1 cerdo
- ⁵ valores medidos muy frecuentes
- ⁶ Según el producto final
- ⁷ Datos ATV (1985)
- ⁸ valores muy variables según las dimensiones del establecimiento
- ⁹ Sin datos
- ¹⁰ Sin datos exactos
- ¹¹ Habitante/día

De la tabla anterior, se puede hacer un análisis comparativo sobre la generación de aguas residuales y su potencial poder contaminante; en orden ascendente son: industria cervecera y de malteado, mataderos e industria transformadora de carne y centrales lecheras. Por esto, se hace necesario buscar estrategias para reducir la carga contaminante de las aguas residuales de estas industrias.

1.1.1. Contaminación en suelos

La basura se puede definir como el conjunto de elementos heterogéneos resultantes de desechos o desperdicios del hogar y de la comunidad en general, cuya clasificación distingue los siguientes grupos:

Basura orgánica: Es la de cualquier naturaleza que se puede descomponer por procesos naturales dentro de un periodo razonable. Son los derivados de la preparación de los alimentos, restos de comidas, desechos de mercados, desperdicios de fábricas de productos agropecuarios, animales muertos, hojarasca, etc.

Desperdicios comerciales de comidas: Incluye los restos de comida que se generan en restaurantes, hoteles, hospitales, regimientos, etc. A menudo se recolectan separadamente y son vendidos como pienso para animales.

Basura doméstica: Se origina en los hogares y está formada por residuos de alimentos, ceniza, polvo, papeles, cartones, maderas, huesos, vidrios, trapos, restos de verduras, frutas, flores. Algunas veces, excretas humanas (pañales) y de animales domésticos, latas, cerámica, etc.

Desperdicios comerciales: Incluye los desechos comerciales provenientes de la operación y mantenimiento de los establecimientos comerciales, fábricas, tiendas, almacenes, talleres, etc. Comprenden principalmente papel, cartón, tarros, material de embalaje y otros desechos sólidos.

Despojos: Incluye vidrios, llantas de goma, trapos, huesos, etc.

Basura de establos y caballerizas: Está constituida por estiércol, paja, pasto, restos de forraje, alimentos concentrados, pelos, etc.

Basura de la calle: Polvo, estiércol, hojas, ramas, papeles, palos, colillas de cigarro, tierra, arena, piedrecillas, gomas de mascar, popotes, bolsas plásticas, etc.

Escombros: Restos fraccionados de material de demolición, tales como adobes, tierra de revoque y enlucidos, papeles, palos, arena, trozos de hormigón, hierro, fenolitas, pizarreño, cemento, alambres, yeso, cal, etc.



Cenizas: Se refiere a los residuos provenientes de la combustión de carbón, madera, cigarros u otro material combustible utilizado en el hogar, industria o establecimiento comercial, con propósitos de calefacción, producción de energía, etc.

Métodos de disposición final de basuras

Los métodos de disposición final de los residuos sólidos pueden dividirse en dos grandes grupos:

- ♣ Aquellos que significan una disposición final de los desperdicios en el mismo estado en el que se recogen (basurales abiertos, incorporación al subsuelo o relleno sanitario, vaciamiento al mar o a grandes cursos superficiales de agua) y;
- ♣ Los que implican un tratamiento o uso total o en parte de los desperdicios recogidos (incineración, fermentación o digestión bacteriana, eliminación a través del alcantarillado, alimentación de cerdos, recuperación y reducción)(Jiménez, 2001).

1.1.2 Contaminación en el aire

Atmósfera: Se denomina atmósfera a la mezcla de gases y pequeñas partículas líquidas o sólidas que envuelven a la Tierra. Se compone de varias capas que se denominan: troposfera, estratosfera e ionosfera.

Los principales componentes de la atmósfera son el nitrógeno y el oxígeno, y debido a que es una mezcla que varía en el tiempo y espacio, es necesario definir la contaminación del aire:

Según la Ley Federal para el Equilibrio Ecológico y Protección al Ambiente en México, Se entiende por contaminación en el ambiente de uno o más contaminantes (materia o energía) o de cualquier contaminación de ellos que cause un desequilibrio ecológico.

Existen diversas formas de clasificar los contaminantes. Según su origen, se distinguen los naturales y antropogénicos. Los primeros se deben a fenómenos en los cuales no interviene el hombre, erupciones volcánicas, incendios forestales, producción de gases en pantanos, diseminación del polen por acción del viento, etc. En cambio, los antropogénicos se derivan de las actividades del mismo.

Los contaminantes también se clasifican en primarios y secundarios, según sean arrojados tal cual a la atmósfera, o bien, se formen en ella debido a la presencia de diversos compuestos y a la acción de la luz solar. Otra clasificación es por su estado físico, según lo demuestra la figura 1:

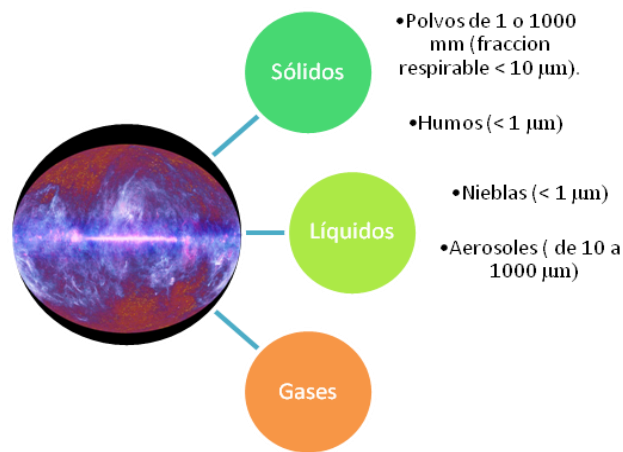


Figura 1 Clasificación de los contaminantes del aire (Jiménez, 2001)



Una última clasificación se limita a agrupar los principales contaminantes en las siguientes familias:

- Compuestos inorgánicos del carbono (CO_x)
- Compuestos derivados del azufre (SO_x)
- Hidrocarburos
- Compuestos de nitrógeno (NO_x)
- Oxidantes fotoquímicos (PAHs, Radicales libres)
- Metales
- Partículas.

1.1.3 Contaminación en el agua

El agua, a diferencia del aire, tiene una composición precisa (H₂O) y por lo tanto, es fácil identificar compuestos ajenos a ella. Sin embargo, la definición de cuáles son contaminantes es difícil.

En general, se considera como contaminante al exceso de materia o energía (calor) que provoque daños a los humanos, animales, plantas y bienes, o bien, que perturbe negativamente las actividades que normalmente se desarrollan cerca o dentro del agua. El origen de la contaminación es muy variado, pero se pueden citar como causantes a los desechos urbanos e industriales, los drenados de la agricultura y de minas, la erosión, los derrames de sustancias tóxicas (accidentales o intencionales), los efluentes de plantas depuradoras, los subproductos de los procesos de depuración, la ruptura de drenajes y el lavado de la atmósfera, entre otros.

Clasificación de los compuestos presentes en el agua

La definición de lo que es un contaminante del agua, muchas veces es cuestión de la cantidad en la cual se encuentra una sustancia, de ahí que se tenga la clasificación:

De acuerdo con su naturaleza

Se distinguen los contaminantes en químicos, biológicos y físicos.

- *Químicos:* Los compuestos provienen de drenados de minas, desechos solubilizados de la agricultura, derrames de petróleo, pesticidas, aguas residuales municipales, desechos líquidos industriales y compuestos radioactivos. Producen efectos diversos y pueden ser de origen natural o sintético. Algunos son desechados directamente, otros, se forman por la reacción entre diferentes compuestos en el agua y por último, una pequeña fracción se forma durante el procesamiento del agua. Entre estos últimos encuentran los organoclorados (tetracloruro de carbono y cloroformo, principalmente) que se forman durante la desinfección del agua con cloro.
- *Biológicos:* Son seres vivos que provocan enfermedades en el hombre u otras especies. Las más comunes en el hombre son la tifoidea, la salmonelosis, disentería, cólera y helmintiasis. Los agentes que las causan entran al agua a través de las heces fecales de humanos o animales.
- *Físicos:* Son alteraciones de las propiedades físicas del agua, tales como la temperatura, el color, etc. Su origen y efectos son diversos (Jimenez, 2001).

De acuerdo con el tamaño

Según la medida del contaminante, existe:



- ❖ Materia suspendida: Corresponde a moléculas en fase dispersa con diámetro equivalente entre 1 y 100 μm .
- ❖ Materia coloidal: Es materia suspendida con características similares a la materia disuelta. tiene diámetro equivalente entre 10^{-3} y 1 μm y se caracteriza por ser de sedimentación muy lenta.
- ❖ Materia disuelta: Son moléculas o iones disueltos con diámetro equivalente entre 10^{-5} y 10^{-3} μm , (Jimenez, 2001).

De acuerdo al grupo que pertenece

Esta clasificación tiende a agrupar compuestos similares, independientemente de sus efectos o fuentes. Los grupos más comunes que se distinguen son:

- ♣ Biológicos
- ♣ Bifenilos policlorados
- ♣ Compuestos orgánicos biodegradables
- ♣ Orgánicos refractarios
- ♣ Detergentes
- ♣ Éteres
- ♣ Fenoles
- ♣ Hidrocarburos
- ♣ Metales
- ♣ No metales
- ♣ Nutrientes (N y P)
- ♣ Plaguicidas
- ♣ Radiactivos
- ♣ Radicales (CN-)

Eutrofización acelerada

Es el proceso natural de envejecimiento de cuerpos de agua estancada (lagos, presas). La contaminación acelera la velocidad de este proceso acortando el período de vida de estos cuerpos de agua, al irse acumulando los materiales aportados por los escurrimientos que alimentan al lago, aumenta el contenido de flora y fauna si existe una gran cantidad de nutrientes, en especial de N y P, las algas comienzan a proliferar en forma anormal, cubren la superficie e impiden el paso de la luz solar y la oxigenación del cuerpo. Al morir las plantas, estas se van al fondo donde se descomponen en condiciones anaerobias. Con el transcurso del tiempo, la acumulación de sedimentos en el fondo y la alta tasa de evaporación provocada por las plantas de la superficie, generan el desecamiento del lago y se transforma en pantano (Jimenez, 2001).

Contaminación por residuos industriales del ramo alimenticio

Las industrias de procesado de alimentos ocupan una importante posición económica y generan grandes volúmenes de residuos la mayoría biodegradables. Sin embargo, ocasionalmente también se pueden generar residuos peligrosos al hacer uso de plaguicidas o herbicidas.

Los residuos provenientes de las industrias de alimentos se clasifican en tres grupos:



- a) Pérdidas de fabricación
- b) Productos alimenticios tirados como residuos sólidos municipales (RSM) y
- c) Envoltorios y contenedores descartados.

Estos grupos pueden dividirse a su vez en residuos sólidos y líquidos.

En las industrias de procesado de alimentos son diferentes las fuentes que contribuyen a generar aguas residuales, incluyendo las industrias de procesado cárnico, las de productos lácteos, las de procesado de pescado y mariscos, las de procesado de frutas y hortalizas, las de productos de almidón y gluten, las de productos de confitería, las de bebidas alcohólicas y no alcohólicas y las de productos de grano.

Las aguas residuales liberadas de estas industrias son turbias, con altas concentraciones de demanda bioquímica de oxígeno (DBO), de grasas, de aceites y productos grasos, de sólidos en suspensión (SS), y usualmente de nitrógeno y fósforo (Jimenez, 2001).

Otras de las características del agua residual del procesado de alimentos son:

- ♣ Gran variación estacional.
- ♣ Gran variación horaria y de concentración durante el día.
- ♣ Fábricas a menudo de pequeña escala.
- ♣ Desequilibrio en el ratio de DBO:N:P que induce la aglomeración del fango.
- ♣ Efluentes coloreados.

Vertidos de aguas residuales de la industria láctea

La parte más importante de volumen de aguas residuales procede de la limpieza de equipos y de superficies. Como dato orientativo, se puede consumir un volumen de agua de 1 a 4 veces el volumen de leche procesada. En este tipo de instalaciones, los vertidos procedentes de restos de leche, lacto-suero y salmueras aumentan de forma considerable la carga contaminante del vertido final (fundamentalmente carga orgánica y conductividad).

El lacto-suero representa entre un 80 y un 90% del volumen total de la leche utilizada en la fabricación de queso, y contiene alrededor del 50% de los nutrientes iniciales de la misma. El volumen de lacto-suero que no se recoja, formará parte de las aguas residuales

Los vertidos de salmueras son puntuales, y su volumen y frecuencia son muy variables ya que depende de la capacidad de almacenamiento de los tanques de salado, del tiempo de utilización, del nivel de reutilización, etc. Contienen un importante contenido orgánico fundamentalmente proteico (caseína), lactosa y ácido láctico, además de una alta conductividad eléctrica (Rigola, 1999).

RESIDUOS SÓLIDOS ORGÁNICOS

Son los producidos por los restos de cuajada después de la coagulación.

A continuación se presentan las etapas del proceso con el impacto ambiental producido y su orden de importancia:



Tabla 2. Etapas en un proceso industrial con consecuencias ambientales de importancia (AINIA, 1987)

OPERACIÓN BÁSICA	EFEECTO	ORDEN
Recepción	Vertidos de limpieza de cisternas	2°
Desaireado	Consumo de energía eléctrica	2°
Centrifuga clarificadora	Consumo de energía eléctrica	2°
	Producción de residuo orgánico	NS
Normalización	Restos de leche	2
Homogeneización	Consumo de energía eléctrica	2°
Pasterización	Consumo de energía térmica	1°
Coagulación	Vertido de lactosuero	1° *
	Residuos sólidos orgánicos	1°
Moldeo y prensado	Vertido de lactosuero	1°
	Residuos sólidos orgánicos	2*
Salado	Vertidos de salmuera	2°
Maduración	Producción de olores	NS
Limpieza	Consumo de agua	1°
	Consumo de energía térmica	2°
	Vertidos con elevada carga orgánica y producción de limpieza y desinfección	1°

*Serán considerados con estos niveles siempre y cuando no haya un sistema de recogida eficiente.

En todas estas etapas del proceso se requiere del uso e implementación de agua de servicio y potable para poder llevarse a cabo, pero es en la etapa de coagulación en donde se obtiene el residuo a tratar y que es un posible generador de productos que tengan algún valor agregado para poder utilizarse ya sea como aditivo en algún otro producto alimenticio o como producto integro destinado a un consumo directo (Rigola, 1999).

CONTAMINACIÓN EN LA INDUSTRIA LÁCTEA

Las industrias relacionadas con el sector lácteo son muy variadas, así como los productos lácteos presentes en el mercado. Debido a su complejidad, no es posible generalizar sobre la contaminación generada, que será muy específica del tipo de industria de que se trate (Siryan, 1995).

TIPOS DE CONTAMINANTES

Como en cualquier tipo de industria, la contaminación generada puede dividirse en los siguientes apartados:

- Contaminación atmosférica.
- Residuos sólidos.
- Residuos tóxicos y peligrosos.
- Efluentes líquidos.



Efluentes líquidos

En las centrales lecheras se producen diariamente una considerable cantidad de aguas residuales, que suele oscilar entre 4 y 10 L de agua por cada L de leche tratada, según el tipo de planta. La mayor parte de estas aguas proceden fundamentalmente de la limpieza de aparatos, máquinas y salas de tratamiento, por lo que contienen restos de productos lácteos y productos químicos (ácidos, álcalis, detergentes, desinfectantes, etc.), aunque también se vierten aguas de refrigeración que, si no se recuperan de forma adecuada, pueden suponer hasta 2-3 veces la cantidad de leche que entra en la central. En estos residuos también quedan englobados los generados por los locales sociales, baños, lavabos, etc (Siryan, 1995).

Composición de los productos lácteos

La composición de los efluentes líquidos es muy variable dependiendo del tipo de proceso y de producto fabricado. En la tabla 3 se muestra de forma aproximada la composición y DBO₅, de los principales productos lácteos:

Tabla 3 Composición química de los productos de la industria láctea por 100 gramos.

PRODUCTO	GRASA (g)	PROTEÍNAS	LACTOSA	SALES	DBO ₅
Leche desnatada	0.2	3.1	4.7	0.8	64260
Leche semidescremada	1.6	3.0	4.6	0.7	75040
Leche entera	3.5	3.0	4.5	0.7	91300
Queso sem. extragr.	25.0	24.0	1.0	3.0	476200
Suero queserías	0.3	0.9	4.9	0.6	43790
Nata	36.0	2.0	2.5	0.4	357250
Mantequilla	85.0	0.5	0.7	0.1	766200
Suero mantequilla	0.3	3.0	4.6	0.8	63470
Yogurt	3.0	3.5	4.0	0.7	88750
Leche en polvo	27.0	26.0	38.0	6.0	755100
Leches infantiles	25	15	55	3	734500
DBO ₅	0.89	1.03	0.65	0	----

(Siryan, 1995)

Algunos procesos generadores de efluentes durante la obtención de productos lácteos

-Recepción de la leche

La leche se recibe en cisternas, se calienta a unos 65 °C durante 30 min, para eliminar gran parte de la contaminación bacteriana, se enfría a 4 °C y se transporta a los silos de almacenamiento, los cuales también están refrigerados (Siryan, 1995).

La limpieza de las cisternas genera unos residuos en los que la cantidad de grasa es bastante abundante, ya que el propio transporte de la leche provoca un desnatado parcial de la misma, que después es difícil de re-emulsionar. La limpieza de los silos de almacenamiento genera unos residuos similares.

-Estandarización de la leche

La leche es estandarizada en materia grasa, si es preciso, mediante el uso de desnatadores centrífugos, de forma que se consiga la cantidad de grasa adecuada, aprovechándose la nata producida para la elaboración



de nata para el consumo o mantequilla. En este proceso se suelen producir efluentes con alto contenido en materia grasa (Siryan,1995).

Tratamientos térmicos

Los tratamientos térmicos habitualmente empleados son los siguientes:

- *Pasteurización*, proceso muy similar a la termización que emplea temperaturas de hasta 85°C durante unos 15 segundos para la eliminación de todos los microorganismos patógenos (Siryan, 1995).
- *Esterilización* mediante tratamiento UHT, en la cual la leche es calentada a alta temperatura (hasta 145 °C) durante un tiempo muy corto (de 2 a 5 segundos).

En los tratamientos térmicos se suelen producir depósitos de proteínas que quedan adheridos a las superficies de los cambiadores de calor y que posteriormente deben ser arrastrados por las limpiezas químicas. Estos tratamientos térmicos son comunes para la leche, nata, postres lácteos, etc (Siryan, 1995).

-Producción de queso

Los tipos de queso existente en el mercado son tan numerosos como sus métodos de preparación Por regla general su proceso es el que se indica en la siguiente figura:

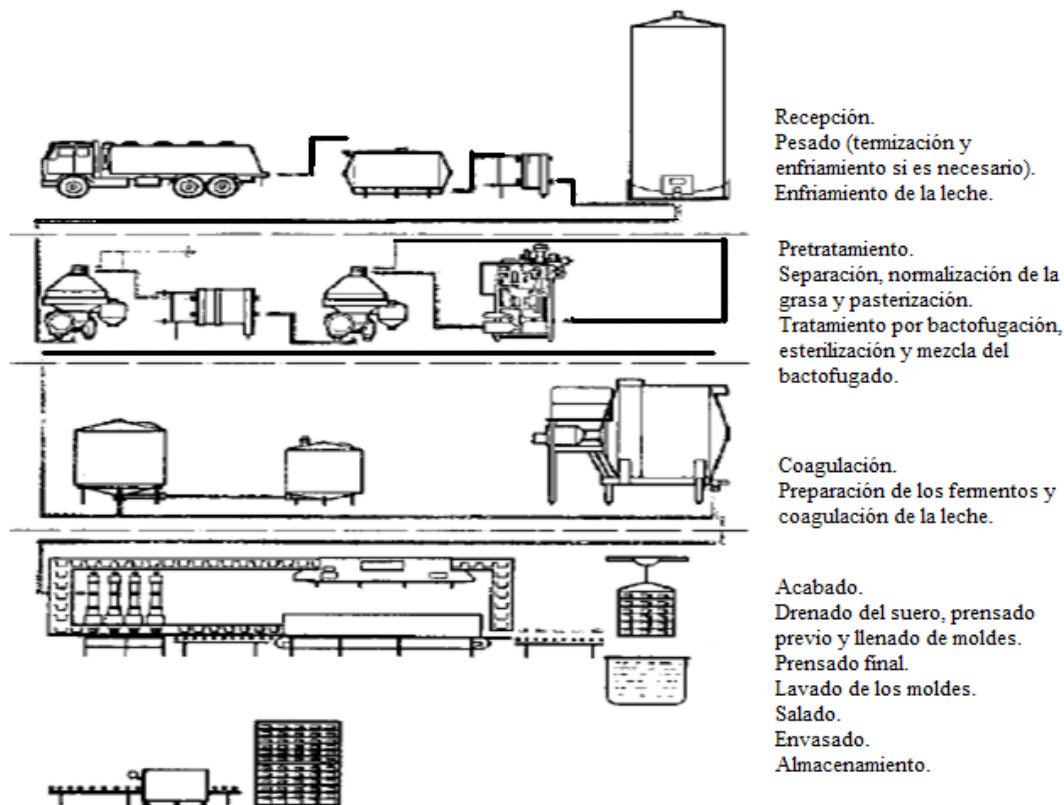


Figura 2 Fabricación del queso, esquema simplificado (Siryan, 1995)

Los efluentes que más contaminación provocan en las queserías si no tienen un aprovechamiento posterior son los sueros, los cuales contienen gran cantidad de lactosa y las proteínas del suero lácteo. Es aconsejable



que estos sueros no sean vertidos de forma directa al cauce o a la depuradora, pues provocarían un enorme incremento de la DBO. Por ello, suele aprovecharse este suero para alimentación del ganado. En las plantas más modernas se obtiene a partir de él lactosuero, proteínas del suero lácteo y lactosa en polvo, productos con un alto valor añadido y de fácil venta posterior (Siryan, 1995).

El proceso de salado también provoca la emisión de efluentes líquidos, aunque en este caso con escasa materia orgánica y gran cantidad de sales.

-Transporte de los productos lácteos líquidos

Los productos lácteos líquidos se mueven por tuberías por medio de las bombas adecuadas. Cuando en un circuito se ha terminado de enviar un producto, se produce manual o automáticamente un empuje con agua para la eliminación de los restos de dicho producto, con lo cual se crea una pequeña zona de mezcla agua-producto, que es enviada a sumidero y que puede contener más o menos producto en función de lo saturados que estén los empujes (Siryan, 1995).

-Limpieza de circuitos y equipos

La limpieza de los circuitos y equipos (CIP) se suele realizar en varios pasos:

1. Empuje de los restos de leche y productos lácteos con agua. Todo este efluente normalmente va a sumidero.
2. Lavado con sosa diluida (2-3% aproximadamente) a unos 80 °C. De esta forma se eliminan las grasas por saponificación de las mismas mediante arrastre. Las soluciones de sosa se recuperan en los tanques de limpieza, perdiéndose pequeñas cantidades por los empujes. Con el tiempo, la sosa pierde su poder detergente y es necesario renovarla enviando a sumidero la solución diluida (<1%).
3. Lavado con ácido, normalmente ácido nítrico al 1-2%, a 60 °C, que disuelve la materia orgánica principalmente de origen proteico. Al igual que la sosa, cuando está agotada se renueva y se elimina por sumidero.
4. Empuje final con agua para eliminar todos los posibles restos de producto, de ácido o de sosa.

La mayor parte de las aguas residuales lácteas proceden de este tipo de lavados. El uso de ácido y sosa provoca que los vertidos tengan valores de pH muy extremos, que pueden oscilar desde 5 hasta 10.5. En ocasiones también se emplean detergentes y desinfectantes para determinados circuitos y locales (ácido per-acético, agua oxigenada, sales de amonio cuaternario, etc.) (Siryan, 1995).

Composición de los efluentes

La composición general de los efluentes varía notablemente en función de los productos que fabrique cada empresa y de sus características de diseño. En la tabla 4, se pueden observar los valores de vertido de diversas industrias lácteas en un rango dentro del cual está permitido por la ley de aguas, la cual establece los límites máximos permisibles para la emisión de contaminantes específicos para las industrias que en este caso se enfoca a los efluentes generados en una planta de productos lácteos (Siryan, 1995).



Tabla 4 Composición de las aguas residuales de la industria láctea

CONSTITUYENTE	Aguas de salida de la central p.p.m			Ley de aguas p.p.m			Dep. Pul p.p.m
	RANGO	MEDIA	PUL- ABB	TABLA 1	TABLA 2	TABLA 3	PUL- ABB
DBO ₅	450-4800	1885.0	300-900	300.0	150.0	40.0	1-30
DQO	---	---	500-1400	500.0	200.0	160.0	10-50
Sólidos en suspensión	24-5700	1500.0	250-700	300.0	150.0	80.0	0-40
Sólidos totales	135-8500	2400.0	1500-3300	---	---	---	----
pH	5.3-9.4	---	6-10.5	5.5-9.5	5.5-9.5	5.5-9.5	7.5-8.0
Grasa	35-500	209.0	40-200	40.0	25.0	20.0	0-20
Proteínas	210-560	350.0	20-50	---	---	---	---
Carbohidratos	252-931	522.0	---	---	---	---	---
Fosforo	11-160	50.0	5-12	20.0	20.0	10.0	0-2
Nitratos	---	---	70-200	90.0	50.0	45.0	0-5
Nitritos	---	---	0-10	---	---	---	0

(Siryan, 1995)

1.2 TÉCNICAS DE TRATAMIENTO CONVENCIONAL Y/O ANÁLISIS DE AGUA

Principales técnicas analíticas para aguas

El agua contienen compuestos inocuos, deseables o contaminantes y aunque se busque medir en el laboratorio solo los deseables o solo los contaminantes, la separación de los mismos es compleja. De hecho, una muestra de agua contiene, aparte de lo que se desea conocer, todo aquello que pudo disolver, arrastrar, suspender o emulsionar en su trayecto. Por ello, la selección adecuada del método de análisis es un proceso delicado y se debe tomar en cuenta la precisión (exactitud de un valor obtenido), la sensibilidad (cuál es el límite de detección) y las posibles interferencias (compuestos que reaccionan bajo las condiciones de la técnica analítica empleada y que incrementan o disminuyen su valor). Al conjunto de compuestos presentes en el agua (aun cuando no se le conozca) se le denomina matriz y puede interferir, positiva o negativamente, sobre las concentraciones de los contaminantes buscados (Rigola, 1999).

Los enfoques adoptados para medir los compuestos en el agua pueden ser tres:

- Medir los contaminantes por medio de la evaluación de sus efectos.
- Medir, en forma global, un grupo o familia química de compuestos que se comportan en forma similar frente a una serie de reacciones químicas y entre los que se encuentran los contaminantes buscados.
- Proceder a la identificación

El método que se emplea para determinar un compuesto se llama técnica analítica y puede ser:

- ✓ Volumétrica.
- ✓ Colorimétrica.
- ✓ Espectrométrica.



- ✓ Electroquímica o cromatográfica.

Volumétricos

Estos métodos son también conocidos como “por titulación”. Consisten en la preparación de soluciones con reactivos denominados primarios, los cuales tienen alta confiabilidad para ser medidos por volumetría y evaluar, en forma cuantitativa, los contaminantes buscados. Los reactivos primarios no son higroscópicos y reaccionan con ciertos compuestos en proporción definida, por lo que hacen posible la aplicación de cálculos estequiométricos. Por su sencillez, son ampliamente empleados, ejemplo de éstas son:

- ❖ Acidez
- ❖ Alcalinidad
- ❖ Cloruros
- ❖ Punto final de la Demanda Química de Oxígeno (DQO)
- ❖ Dureza
- ❖ Oxígeno disuelto

Colorimétricos

Consisten en hacer reaccionar al compuesto que se va a analizar para formar una solución con color (en el espectro visible o ultravioleta) de la solución resultante. La concentración es determinada al preparar soluciones con concentraciones conocidas del compuesto buscado a los que se mide su absorbancia, datos con los que se elabora una curva de calibración. El registro de la pérdida de luz se efectúa con el empleo de espectrofotómetros.

Evaluación de la contaminación en las aguas residuales

Los principales parámetros que se le evalúan a una agua residual, dependen del tipo de fuente de la que proviene (Hogar, industrial, comercios, etc), así como de los que se tiene el interés cuantificar para darle un tratamiento posterior.

1.2.1 Caracterización física

Entre las propiedades físicas se encuentran:

Color

Es la capacidad de absorber ciertas radiaciones del espectro visible. No se puede atribuir a ningún constituyente en exclusiva, aunque ciertos colores en aguas naturales son indicativos de la presencia de ciertos contaminantes (Rigola, 1999).

El color verdadero se define como el que se produce por una o más sustancias disueltas y se aplica para agua potable y agua residual.

Color aparente

El color aparente está dado por sólidos en suspensión más el color verdadero de la muestra. La presencia de color en las aguas residuales es debida principalmente a la existencia de materia orgánica proveniente de los suelos vegetales, como es el caso de los ácidos húmicos que proporcionan un color amarillento; el hierro que aporta colores rojizos y el manganeso que le proporciona tonalidades negras. El método que se utiliza con mayor frecuencia para evaluarlo es el de la escala Pt-Co (platino-cobalto) y se expresa en



unidades Hazen o simplemente Pt. Para este método se emplea lo que se conoce como disco de Hellige, en su respectivo aparato.

Olor

Es un parámetro que proporciona información sobre el estado del agua y puede provocar rechazo por parte del consumidor. Algunos olores indican el aumento de la actividad biológica; otros, pueden originarse por la contaminación industrial, pero que se identifican por la descripción del olor que presenta al ser anlaizadas como lo muestra la tabla 5.

Tabla 5 Principales compuestos que causan mal olor en el agua residual y lodos

COMPUESTO	FÓRMULA CONDENSADA	DESCRIPCIÓN DEL OLOR
Ácido sulfhídrico	H_2S	Huevos podridos
Acetaldehído	CH_3CHO	Fuerte
Alil mercaptano	$CH_2=CH-CH_2-SH$	Fuerte a ajo y café
Amil mercaptano	$CH_3(CH_2)_4-SH$	Desagradable, putrefacto
Aminas	$CH_3NH_2, (CH_3)_3N$	Pescado
Amoniaco	NH_3	Amoniaco
Bencil mercaptano	$C_6H_6CH_2-SH$	Desagradable y putrefacto
Diamidas	$NH_2(CH_2)_4NH_2$	Pescado descompuesto
Escatol	$C_8H_5NHCH_3$	Fecal

Continuación tabla 5

Indol	$C_6H_4C_2H_4NH$	Fecal, nauseabundo
Sulfuros orgánicos	$(CH_3)_2, CH_3SSCH_3$	Basura podrida
Tiocresol	$C_6H_3OHCH_3S$	Rancio
Tiofenol	C_6H_4OHS	Putrefacto

(Jiménez, 2001)

Un olor se describe mediante las siguientes características:

- ♣ Carácter: con lo que se asocia un sujeto.
- ♣ Detectabilidad: a que dilución con aire puro ya no es perceptible.
- ♣ Apestableidad: que tan desagradable es.
- ♣ Intensidad: que tan fuerte se percibe.

El olor es evaluado por las mismas personas que llevan a cabo la experimentación, por lo que los resultados son subjetivos.

Sabor

Al igual que el olor, se origina por la presencia de minerales (metales y sales del suelo) o por productos finales de las reacciones biológicas. Los compuestos inorgánicos, generalmente producen sabor, pero no olor, en cambio, los orgánicos producen ambos (el petróleo y los sulfuros producto de la descomposición biológica). El sabor es un parámetro del agua potable medido por catadores. Ciertas sales, como el bicarbonato de sodio y el cloruro de calcio, deben existir en el agua en concentraciones similares a las de la saliva para que el agua no parezca insípida.



El sabor y el olor del agua son determinaciones organolépticas, para las cuales no existen instrumentos de medición y registro. (Jiménez, 2001).

Temperatura

Este parámetro influye en las tasas de crecimiento biológico, las reacciones químicas, la solubilidad de los contaminantes o compuestos requeridos (sólidos, gases o líquidos) y en el desarrollo de la vida. La temperatura no tiene efectos sobre la salud, no obstante, una mayor temperatura favorece el desarrollo de microorganismos e incrementa los problemas de sabor, olor, color y corrosión.

Es importante recordar que un líquido a mayor temperatura, mayor solubilidad de sólidos, pero menor a la de un gas, este es el motivo por el cual la contaminación térmica acaba con la vida aerobia de un cuerpo de agua, al eliminar el oxígeno disuelto del líquido, la temperatura de un agua residual por lo general es mayor a la potable, ya que en esta se vierten aguas resultantes de las actividades del hogar o de la industria (Jimenez, 2001).

Turbiedad

La turbiedad es el parámetro que mide que tanto es absorbida o dispersada la luz por la materia suspendida (sedimentable y coloidal) del agua. La turbiedad no es un análisis cuantitativo de los sólidos suspendidos (Jiménez, 2001).

La turbiedad ocasionada por materia coloidal puede ser el resultado de la presencia de detergentes en el agua, jabones o emulsificadores. El impacto que esto genera es estético, además de que forma un área de adsorción. Los coloides asociados con la turbiedad producen olor, sabor y posible daño a la salud.

pH

Es una medida de la concentración de iones de hidrogeno, y es una medida de la naturaleza ácida o alcalina de la solución acuosa que puede afectar los usos específicos del agua. La mayoría de las aguas residuales puede corregirse por neutralización. Esta medición se lleva a cabo empleando un potenciómetro calibrado.

Conductividad eléctrica

La conductividad es una expresión numérica de la capacidad de una solución para transportar una corriente eléctrica. Esta capacidad depende de la presencia de iones y de su concentración total, de su movilidad, valencia y concentraciones relativas, así como de la temperatura de la medición. Las soluciones de la mayoría de los ácidos, bases y sales presentan coeficientes de conductividad relativamente adecuados. A la inversa, las moléculas de los compuestos orgánicos que no se disocian en soluciones acuosas tienen una conductividad muy escasa o nula.

Se prefiere el término conductividad, y por lo general se expresa en micromhos por centímetro ($\mu\text{mhos/cm}$). En el Sistema Internacional de Unidades (SIU), el recíproco del ohmio es el siemens (S) y la conductividad se expresa en milisiemens por metro (mS/m); $1 \text{ mS/m} = 10 [\mu\text{mhos/cm}]$. Para expresar resultados en unidades SIU, divídanse $[\mu\text{mhos/cm}]$ por 10 (APHA y AWWA, 1985).

La medición de la conductividad en laboratorio es relativamente exacta, pero otros medios de determinación menos precisos encuentran numerosas aplicaciones, como son el marcaje del agotamiento de resinas de intercambio iónico y la determinación rápida de cambios significativos en el contenido inorgánico de las aguas potables y residuales (APHA y AWWA, 1985).



1.2.2 Composición química

Alcalinidad

Es la capacidad del agua para neutralizar ácidos y constituye la suma de todas las bases titulables. Corresponde, principalmente, a los hidróxidos, carbonatos y bicarbonatos de los iones Ca^{++} , Mg^{++} , Na^+ , K^+ y NH_4^+ , los más comunes son los de calcio y los de magnesio. La alcalinidad, por exceso de concentración de metales alcalinotérreos, tiene importancia para la determinación de la aceptabilidad de agua para irrigación, ya que tienen efectos negativos en los cultivos (APHA y AWWA, 1985).

Dureza

Es un parámetro para agua potable y agua de uso industrial. Representa la concentración de cationes metálicos multivalentes presentes en el agua. Se clasifica en dureza carbonatada (temporal) y no carbonatada ó permanente (APHA y AWWA, 1985).

Oxígeno Disuelto (OD)

La concentración de oxígeno disuelto es un parámetro importante para evaluar la calidad del agua. Sirve como indicador del efecto producido por los contaminantes oxidables, de la aptitud del agua para mantener los peces vivos u otros organismos aerobios y de la capacidad auto depuradora de un cuerpo receptor. En el agua, el oxígeno disuelto afecta, principalmente, las reacciones en las que participan el hierro, el manganeso, el cobre, nitrógeno y azufre (APHA y AWWA, 1985).

En aguas residuales, la ausencia de oxígeno genera olores desagradables debido a la descomposición anaerobia de la materia orgánica; en cambio, en el agua de abastecimiento, el exceso de oxígeno provoca corrosión.

Demanda Bioquímica de Oxígeno (DBO)

De acuerdo a la definición de la American Public Health Association, la Demanda Bioquímica de Oxígeno es: “El oxígeno expresado en ppm requerido durante la estabilización de la materia orgánica capaz de descomponerse por acción bacteriana aeróbica”.

Es la medida de la cantidad de oxígeno que requieren los microorganismos para degradar la materia orgánica en el agua en 5 días a 20 °C. Para asegurar que pueda medirse el consumo de OD, se estipula que la prueba será válida si durante los cinco días de incubación hay una absorción mínima de OD de 2 mg/L. Como el agua a 20 °C solo tiene alrededor de 9 mg/L, casi siempre es necesario hacer diluciones de las muestras para las determinaciones de DBO. La dilución se lleva a cabo con agua suplementada con todos los minerales inorgánicos para el crecimiento microbiano y regulada a un valor fisiológico de pH. Se suministra oxígeno saturando el agua de dilución con aire. Los microorganismos se incorporan inoculando el agua de dilución con el contaminante apropiado (aguas residuales) [APHA y AWWA, 1985].

Demanda Química de Oxígeno (DQO)

Es una medida de la concentración de las sustancias que en el agua puede ser atacada por un oxidante fuerte en altas temperaturas. Esta prueba está basada en la oxidación en condiciones químicas severas en donde el oxidante utilizado (ion dicromato $\text{Cr}_2\text{O}_7^{-2}$), para oxidar la materia orgánica en la muestra, se expresa como equivalente de oxígeno (APHA y AWWA, 1985).

Grasas y aceites

La grasa animal y los aceites son ésteres compuestos de alcohol o glicerol y ácidos grasos. Las grasas son los compuestos orgánicos más estables y se descomponen más fácilmente por la acción de las bacterias. Sin



embargo, los ácidos minerales y el hidróxido de sodio las atacan dando como resultado la formación de glicerina y ácido graso o sus sales alcalinas.

Las grasas y aceites que son arrojadas a las aguas residuales o los efluentes tratados pueden crear películas en la superficie de los depósitos en donde se les confina, lo cual lleva a la degradación de los solventes.

La técnica analítica de grasas y aceites es de tipo global, ya que detecta todas las sustancias solubles en triclorofluoretano (benceno), que es un solvente no polar. Las principales interferencias se deben a compuestos sulfurados y algunos pigmentos como la clorofila.

Si la grasa no se elimina antes de la descarga del agua residual, puede interferir con la vida biológica acuática y crear películas y materiales de flotación imperceptibles (APHA y AWWA, 1985).

1.2.3 Parámetros microbiológicos

Coliformes fecales, *E.coli*

Coliformes totales

Son el componente normal de la flora y fauna del intestino humano o animal, donde se encuentran grandes cantidades, ya que la mayoría no son patógenos. El grupo de Coliformes fecales constituye el 90% de los Coliformes totales de las excretas humanas, incluye el género *Escherichia coli* y algunas de *Klebsiella pneumoniae*. Son microorganismos indicadores ya que su presencia en el agua, es indicativo de contaminación por heces fecales y por lo tanto es posible la existencia de patógenos.

La Norma Mexicana 042 establece un método para la detección y enumeración en agua de organismos coliformes totales, organismos coliformes fecales (termotolerantes) y *Escherichia coli* presuntiva (*E. coli*) mediante el cultivo en un medio líquido en tubos múltiples y el cálculo de sus números más probables (NMP) en la muestra.

Este método es aplicable para todo tipo de agua, incluyendo aquellos que contienen una cantidad apreciable de materia en suspensión.

La AOAC Internacional y el Manual de Análisis Bacteriológico de la FDA de los Estados Unidos, definen a los Coliformes como colonias de bastoncillos gran-negativos que producen ácido y gas de lactosa durante la fermentación metabólica de la lactosa. Las colonias coliformes que crecen en las placas, producen un ácido que causa el oscurecimiento del gel Bilis Rojo Violeta (BRV), por el indicador de pH. El gas atrapado alrededor de las colonias rojas de coliformes confirma su presencia.

Las placas PetrifilmTM para el recuento de *E. coli*/Coliformes (placa petrifilm EC) contienen nutrientes de bilis rojo violeta (VRB), un agente gelificante soluble en agua fría, un indicador de actividad de la glucoronidasa y un indicador que facilita la enumeración de las colonias. La mayoría de las *E. coli* (cerca del 97%) produce beta-glucoronidasa, la que a su vez produce una precipitación azul asociada con la colonia. La película superior atrapa el gas producido por *E. coli* y Coliformes fermentadores de lactosa (totales). Cerca del 95% de las *E. coli* producen gas, representado por colonias entre azules y rojo-azules asociadas con el gas atrapado en la placa Petrifilm EC (dentro del diámetro aproximado de una colonia).



Las colonias Coliformes que crecen en las placas, producen un ácido (láctico) que causa el oscurecimiento del gel por el indicador de pH. El gas atrapado alrededor de las colonias rojas de Coliformes confirma su presencia (Guía 3M, 2010).

1.2.4 Tratamiento de las aguas residuales de la industria láctea

Las tecnologías existentes para el tratamiento de este tipo de efluentes son muy amplias, por lo que es difícil precisar un tratamiento estándar. No obstante, si podemos exponer de forma general los tratamientos habitualmente utilizados para descontaminar las aguas residuales generadas por la industria.

Pretratamientos.

Los más habitualmente empleados son los siguientes:

- Tamizado: Elimina los sólidos gruesos antes de la entrada a la planta depuradora.
- Tanques de sedimentación: Se suelen emplear para aquellas industrias lácteas que generen una gran cantidad de sólidos en suspensión.
- Homogenización y neutralización: Este proceso suele ser imprescindible en la industria láctea, ya que al generarse durante los lavados aguas muy ácidas o muy alcalinas, podría provocar un vertido que impidiese cualquier tratamiento biológico posterior, además de incumplir los valores legales. Por ello se suelen instalar tanques de tiempo de retención grande en los cuales se mezclan las aguas ácidas y alcalinas procedentes de la factoría, produciéndose una neutralización natural. En ocasiones esto no es suficiente para neutralizar los vertidos, por lo que se suelen emplear sistemas automáticos de adición de ácido o álcali en función del pH del efluente
- Desengrasado: Este proceso es también muy importante en la industria láctea, la cual genera gran cantidad de grasas difíciles de desemulsionar para ello se suelen instalar tanques en los cuales se introduce aire en forma de burbujas finas por el fondo para ayudar a desemulsionar la grasa. La grasa formada en la superficie se suele empujar a una zona de remanso donde una rasqueta la retira a una canaleta y a un contenedor para retirarla a vertedero (Rigola, 1999).

Coagulación química

Las aguas superficiales que normalmente se encuentran en la naturaleza, contienen proporciones variables de sólidos suspendidos relativamente gruesos, sólidos más finos que aparecen como turbidez y color, y algunos otros materiales coloidales. La coagulación es el tratamiento del agua que reducirá las concentraciones de estos materiales a límites que pueden ser tolerados.

La sedimentación natural removerá sólidos suspendidos relativamente gruesos, pero existe un límite práctico definido de la longitud de período de sedimentación. También se encuentra presente en aguas superficiales material muy finamente dividido en cantidades apreciables como arcilla y sustancias similares.

La mayoría de las aguas pueden ser clarificadas al adicionarles un agente que permita la formación de aglomeraciones, seguida de una sedimentación, durante un corto período. Sin embargo, la efectividad de la clarificación se retarda a menudo por algunas de las condiciones que tienden a inhibir la aglomeración de los sólidos suspendidos, dando por resultado una clarificación deficiente (Rigola, 1999).



Un coloide es una sustancia que se encuentra en estado de división suficiente para formar una suspensión relativamente permanente, es decir, se tiene en el agua un contacto con materiales orgánicos y algunos otros materiales de finura tal que resisten completamente su remoción por sedimentación o que se sedimentan solo al cabo de un largo tiempo.

Al disminuir el tamaño de las partículas en suspensión, disminuye también su velocidad de asentamiento.

Tales partículas se encuentran cargadas eléctricamente y este es uno de los principales factores que contribuyen a su permanencia en estado de fina división, y a causa de que cada una de estas partículas tiene una carga eléctrica similar, estas se repelen mutuamente, permaneciendo en estado de fina subdivisión hasta que las cargas se neutralicen (Rigola, 1999).

Los sólidos coloidales consisten en limo fino, bacterias, partículas causantes de color, virus, etc., los cuales no se sedimentan sino después de periodos razonables y su efecto global se traduce en color y la turbiedad de aguas sedimentadas sin coagulación.

Los sólidos disueltos, materia orgánica e inorgánica, son invisibles separadamente, no son sedimentables y globalmente causan diferentes problemas de olor, sabor, color y salud, a menos que sean precipitados y removidos mediante métodos físicos y químicos, ya que requieren de grandes lapsos de tiempo (Tabla 6), para poder tener una sedimentación parcial en el recipiente que las contenga.

Tabla 6 Tasas de sedimentación para algunas partículas

Diámetro de partícula (mm)	Partícula representativa	Tiempo requerido para una profundidad de asentamiento de 0.3 m.
		Sedimentables
10	Grava	0.3 segundos
1	Arena gruesa	3 segundos
0.1	Arena fina	38 segundos
0.01	Limo	33 minutos
		No sedimentables
0.001	Bacterias	55 horas
0.0001	Color	230 días
0.00001	Coloides	6.3 años
0.000001	Coloides	63 años

(Rigola, 1999)

Dependiendo de su afinidad con el agua, los coloides se dividen en hidrofóbicos e hidrofílicos. Los coloides hidrofílicos tienen la habilidad de reaccionar espontáneamente con el agua para formar suspensiones coloidales, las cuales pueden ser deshidratadas y convertidas en el material original o re-dispersas repetidamente; por ello se les llama coloides reversibles.

Los coloides hidrofóbicos se obtienen generalmente por medios físicos o químicos; no se dispersan espontáneamente en el agua y por ello se les llaman coloides irreversibles (Rigola, 1999).

Cuando se adicionan ciertas sales metálicas solubles a aguas naturalmente alcalinas, o artificialmente acondicionadas que contienen materia suspendida coloidal, se desarrollan cambios físicos y químicos y se producen sustancias gelatinosas. Este fenómeno se denomina coagulación o floculación. Cuando el floculo o el coágulo se forman inicialmente, se encuentra en un fino grado de subdivisión, pero debido a la



estructura y naturaleza de las partículas, se aglomeran y atrapan u ocuyen otros sólidos suspendidos en el agua formando así cuerpos relativamente mayores.

En su forma más simple, la teoría establece que las partículas hidrofóbicas suspendidas en el agua transportan cargas eléctricas en su superficie. En aguas naturales dicha carga es comúnmente negativa.

El grado de estabilidad de una partícula es determinado por un valor llamado potencial zeta, el cual está relacionado con la carga de la partícula y la distancia a través de la cual la carga es efectiva. El concepto de potencial zeta surge de la teoría de la doble capa:

Las partículas coloidales se caracterizan por poseer dos capas eléctricas alrededor de ellas, de las cuales derivan su estabilidad. La capa interna consiste tanto en cationes como aniones, pero en general tiene una carga neta negativa. La capa externa comprende cationes intercambiables, tales como: Na^+ , K^+ , Ca^{++} , Mg^{++} , H^+ , etc. (Ver fig 3).

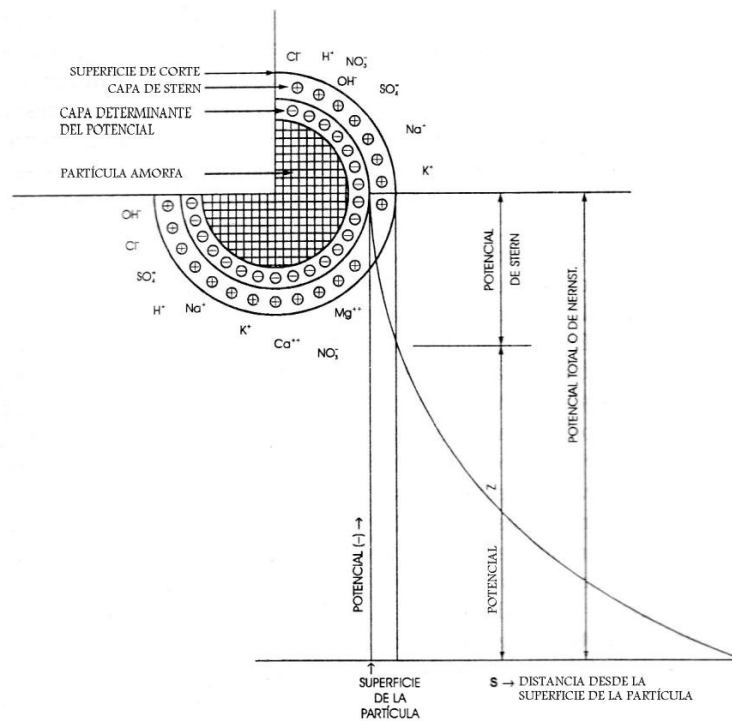


Figura 3 Coloide con carga neta negativa (Rigola, 1999)

El potencial zeta se refiere al contorno entre el solvente adherido a la partícula en su movimiento y el solvente que puede moverse con respecto a la partícula. Dicho contorno o plano de corte es esencialmente la separación entre el agua de hidratación y el agua libre, es decir, el potencial zeta es la medida, en milivoltios, del potencial eléctrico entre la capa fija y la capa exterior de iones de carga contraria que rodean al coloide, es decir, es un análisis usado en plantas grandes de tratamiento que cuentan con el equipo de laboratorio requerido para el propósito. El procedimiento consiste en controlar el PZ del agua coagulada y modificar la dosis de coagulante cuando el PZ se desvía del intervalo que produce mínima turbiedad, se utilizan como guía los siguientes valores expresados en la tabla 7:



Tabla 7 Valores de PZ en aguas residuales (Rigola, 1999)

PZ promedio (mV)	Coagulación
+3 a 0	Máxima
-1 a -4	Excelente
-5 a -10	Regular
-11 a -20	Pobre
-21 a -30	Mala o nula

La ecuación de Helmholtz define al potencial zeta como:

$$L = \frac{4 \pi S q}{D} \quad \text{donde:}$$

L = Potencial zeta.

q= Carga sobre la partícula o potencial de Nernst.

D= Constante dieléctrica del líquido.

S= Espesor de la zona de influencia de la carga sobre la partícula.

La estabilidad de los coloides depende de la resultante de las fuerzas de atracción y repulsión que actúan sobre ellos. Las fuerzas de atracción, llamadas fuerzas de Van der Waals, son causadas por la interacción de dipolos de las partículas, ya sean permanentes o inducidas. La fuerza de repulsión, o sea la estabilidad del coloide en sistemas de coloides hidrofóbicos, aquellos que repelen el agua, caso más común en el tratamiento de aguas para consumo, se debe al potencial zeta. Por lo tanto, para lograr la aglomeración de las partículas se debe reducir la fuerza de repulsión de tal manera que las fuerzas de atracción prevalezcan y se logre la colisión de partículas para formar agrupaciones que se puedan remover fácilmente por gravedad (Rigola, 1999).

La disminución de la estabilidad de las partículas, o sea la reducción de las fuerzas de repulsión o del potencial zeta, se logra básicamente por los siguientes mecanismos:

- a) Ajustando el pH al punto isoeléctrico, esto es al pH para el cual la carga neta de la partícula se anula y el potencial zeta se hace cero.
- b) Añadiendo iones de carga eléctrica contraria a la de los coloides que se requiere remover, lo cual produce un doble efecto: primero, disminución de la carga eléctrica neta del coloide con respecto al resto de la solución y, segundo, aumento de la concentración de iones en la solución, reduciendo la distancia a través de la cual la carga es efectiva. Mientras mayor sea la valencia del ion que se añade mayor será su poder de coagulación.

Esto se establece de acuerdo con la ley de Schulze-Hardy: “La precipitación de un coloide es efectuada por aquel ion del electrolito añadido que tenga una carga opuesta en signo a la de las partículas coloidales y el efecto de dicho ion se incrementa tanto más cuanto mayor sea el número de carga que posea”. Las partículas coloidales y suspendidas que se encuentran en la mayoría de las aguas superficiales naturales están cargadas negativamente; esto explica porque las sales de aluminio y hierro son las más usadas como coagulantes en ingeniería de tratamiento de aguas.



Tabla 8 Poderes relativos de coagulación de varios electrolitos (Rigola, 1999)

ELECTROLITO	COLOIDES (+)	COLOIDES (-)
NaCl	1	1
Na ₂ SO ₄	30	1
Na ₃ PO ₄	1000	1
BaCl ₂	1	30
MgSO ₄	30	30
AlCl ₃	1	1000
Al ₂ (SO ₄) ₃	30	>1000
FeCl ₃	1	1000
Fe ₂ (SO ₄) ₃	30	>1000

La adición de coagulantes al agua tiene dos funciones:

- Acelera el asentamiento de materia en suspensión y permite velocidades de filtración más altas.
- Cuando el agua ha sido coagulada y asentada, pasa por arena u otros materiales filtrantes, el material coagulante remanente en el agua es retenido y forma una capa gelatinosa sobre la superficie del medio filtrante.

Debido a la estructura esponjosa del floculo o coágulo, el agua pasa a través de él, pero el material suspendido es englobado y retenido. Aun cuando muchos materiales son capaces de coagular los sólidos contenidos en el agua, los más extensamente usados son las sales de aluminio y hierro (Rigola, 1999).

Otros coagulantes empleados son el alumbre de amonio y potasio, sulfato férrico clorado, aluminato de sodio, sílice activada, bentonitas, almidones procesados y otros varios compuestos.

Tabla 9 Sustancias químicas usadas en coagulación

NOMBRE Y FÓRMULA	NOMBRE COMÚN	FORMA DE EMPAQUE	MATERIALES ADECUADOS DE MANEJO	FORMAS DISPONIBLES	DENSIDAD KG/M ³	SOLUBILIDAD KG/M ³	CONCENTRACIÓN COMERCIAL %	CARACTERÍSTICAS
SULFATO DE ALUMINIO Al ₂ (SO ₄) ₃	Alumbre	Bolsas de 45-91 kg, a granel, carro tanques	Seco: Hierro, acero. SOLUCIÓN: plomo recubierto con caucho, silicio, astato, acero inox.	Polvo, granular, terrones, liquido de color marfil	609-721 961- 1009 993-1073 1.2 kg	303 (16°C)	15-22 (Al ₂ O ₃)	pH = 3.4 en solución al 1%.
Cloruro férrico FeCl ₃	Ferricloro Cloruro de hierro	Canecas de 19-49 L, carro tanques	Vidrio, caucho, cerámica, resinas sintéticas.	Jarabe carmelita oscuro.	1009	total	37-47 (FeCl ₃) 20-21 (Fe)	
FeCl ₃ · 6 H ₂ O	Cloruro férrico cristalino	Barriles de 136 Kg	---	Cristales amarillos carneolitosos	---	---	59 -61 (FeCl ₃) 20-21 (Fe)	Higroscópico, se almacena en recipientes herméticos, no se dosifica en seco, pH optimo de 4-11
FeCl ₃	Cloruro férrico anhidro	Barriles de 45-136-181-227 kg.	---	Polvo verde negruzco	---	---	98 (FeCl ₃) 34 (Fe)	
Sulfato férrico Fe ₂ (SO ₄) ₃ · 9H ₂ O	Ferrifloc Ferril sul.	Bolsas, barriles de 45-79-181-193 kg.	Cerámica, plomo, plástico, caucho, acero inoxidable.	Polvo con gránulos rojo-carmelitosos.	1121	Soluble en 2-4 partes de agua fría.	90-94 (Fe ₂ (SO ₄) ₃) 25-26 (Fe).	Semi-higroscópico coagulante a pH= 3.5-11.0



Continuación de la tabla 9								
Sulfato ferroso $\text{FeSO}_4 \cdot 7\text{H}_2\text{O}$	Coperas, vitriol- verde	Bolsas, barriles, granel.	Asfalto, concreto, plomo, estaño, madera.	Cristales verdes, granular, terrones.	1009- 1057.	---	55 (FeSO_4) 20 (Fe).	Higroscópico, pH óptimo 8.5 – 11.
Sulfato de aluminio amoniacoal $\text{Al}_2(\text{SO}_4)_3(\text{NH}_4)_2\text{SO}_4$ $\cdot 2\text{H}_2\text{O}$.	Alumbre amoniacoal, alumbre cristal	Bolsas, barriles, granel.	Dufron, plomo, caucho, silicio, hierro, cerámica.	Terrones, grano grueso, grano fino, polvo.	1025- 1029, 93, 1041, 961.	36 (0°C) 995 (100°C)	11 (Al_2O_3)	pH= 3.5 n solución al 3.5%.
Sulfato de aluminio potásico	Alumbre potásico	Bolsas, plomo recubierto, granel.	Plomo, plomo recubierto con caucho, cerámica.	Terrones, granulados, polvo.	993-1073 961-1041 961	60 (0°C) 120 (20°C) 168 (30°C)	10-11 (Al_2O_3)	pH= 3.5 en solución al 3.5%.
Aluminato de sodio $\text{Na}_2\text{Al}_2\text{O}_4$	Alumbre soda	Bolsas, barriles 45- 113-200- 227 Kg. Solución	Hierro, plástico, caucho, acero.	Polvo carmelita, líquido.	801-961	360 (20°C) 395 (30°C)	70 -80 ($\text{Na}_2\text{Al}_2\text{O}_4$)	Requiere tolva con agitación para dosificación en seco.
Silicato de sodio $\text{Na}_2\text{S}_2\text{O}_3$	Vidrio líquido o vidrio soluble	Barriles, granel, carrotanques	Hierro fundido, caucho, acero.	Líquido viscoso opaco.	---	Completa	---	pH= 12.3 en solución al 1%.
Bentonita	Arcilla coloidal	Bolsas de 45 Kg, granel.	Hierro, acero.	Polvo granular, varios tamaños.	961	Insoluble	---	---
Oxido de calcio CaO	Cal viva	Bolsas, barriles, granel.	Acero, concreto, madera, caucho.	Polvo granular.	881-1201	Pobre	70-96 (CaO)	Alcalina, incrustable
Hidróxido de calcio $\text{Ca}(\text{OH})_2$	Cal apagable	Bolsas, granel.	Caucho, hierro, concreto.	Polvo	320-801	Pobre	82-93 ($\text{Ca}(\text{OH})_2$)	Alcalina incrustable.
Polímero catiónico	Varios	Barriles, carro tanques.	Acero tipo 18- 8, acero recubierto de caucho, plástico reforzado con fibra de vidrio.	Líquido viscoso.	1041-1201	Completa	Varias	Acido, alcalino, requiere de dilución para su uso.
Polímeros aniónicos	Varios	Bolsas de 23 Kg.	---	La mayoría secos.	705-773	Se recomienda solución 0.1- 0.5%.	La mayoría 100	Higroscópico
Polímeros no iónicos	Varios	Bolsas de 23 Kg.	---	La mayoría secos.	705-773	Se recomienda solución 0.1- 0.5%.	La mayoría 100	Higroscópico

(Romero, 1999)



pH óptimo para coagulación

El valor de pH es uno de los factores de mayor importancia y efecto sobre el proceso de coagulación; el pH afecta la solubilidad de los precipitados formados por el Fe y el Al, así como el tiempo requerido para la formación del floculo y la carga sobre las partículas coloidales. El pH óptimo para la remoción de coloides negativos varía según la naturaleza del agua, pero usualmente cae entre pH 5-6.5.

Tabla 10 pH óptimo de coagulantes en general

COAGULANTE	pH
Alumbre	4-7
Sulfato ferroso	>8.5
Sulfato ferroso y cloro	3.5 -6.5 y >8.5
Cloruro férrico	3.5 -6.5 y >8.5
Sulfato férrico	3.5 -7 y >9

(Romero, 1999)

Ensayos de Jarras

El ensayo de jarras es uno de los procesos más importantes en el control de la coagulación química de aguas. Se realiza, entre otros con los siguientes propósitos:

- ⚡ Selección del tipo de coagulación más efectivo.
- ⚡ Determinación de pH óptimo de coagulación.
- ⚡ Evaluación de la dosis óptima del coagulante.
- ⚡ Determinación de la dosis de ayuda de coagulación
- ⚡ Determinación del orden más efectivo de adición de los diferentes productos químicos
- ⚡ Determinación de los niveles óptimos de mezcla, gradientes de velocidad Y tiempos de mezcla.
- ⚡ Evaluación de la necesidad de proveer floculación y sedimentación previa a la filtración o facilidad de filtración directa

Este ensayo ha sido ampliamente usado; sus resultados tienen gran aplicabilidad en el diseño y la operación real de las unidades de tratamiento, así como en la utilización en plantas existentes. El procesamiento requiere como datos previos mínimos los valores de pH, Turbiedad, color, y alcalinidad del agua cruda. La unidad de mezcla típica consiste en una serie de agitadores de paletas acoplados mecánicamente para operar a la misma velocidad, generalmente entre 10 y 100 r.p.m. (Rigola, 1999).



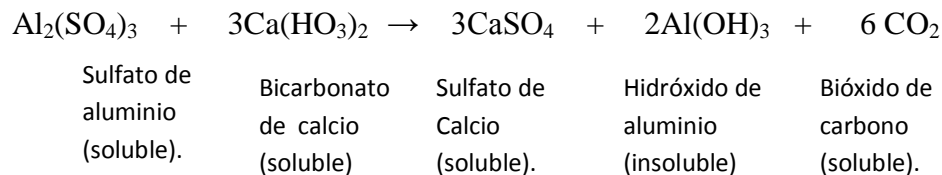
Figura 4 Aparato para llevar a cabo el Ensayo de Jarras



Compuestos de aluminio

El sulfato de aluminio o alumbre, se usa más extensamente en tratamiento de aguas que cualquier otro coagulante.

La composición de la sustancia floculante dependerá de la alcalinidad o acidez relativa del agua. Si el agua se encuentra cercana al punto neutro, el flóculo tendrá una composición probable de $5\text{Al}_2\text{O}_3 \cdot 3\text{SO}_3$, pero cuando el agua es suficientemente alcalina para dar una reacción con fenolftaleína, se forma hidróxido de aluminio. Si la alcalinidad del agua se debe a bicarbonato de calcio, se lleva a cabo la siguiente reacción:



Cuando la alcalinidad es debido a sales de sodio en vez de sales de calcio, como en las reacciones anteriores, se formará sulfato de sodio en lugar de sulfato de calcio. Se producirá una reacción similar con el bicarbonato de magnesio (Rigola, 1999).

Compuestos de hierro

Las *Sales de Hierro 3+* (*Sales Férricas*) han sido siempre conocidas como coagulantes. Éstas no han sido tan populares como los químicos a base de Aluminio por el hecho que el color del hidróxido de Hierro es oscuro. El proceso generalmente se ve más sucio y los problemas en el proceso son más visibles que cuando se usa el Alum o un PAC. Sin embargo, el Hierro (III) es un coagulante muy eficiente con dos rangos de trabajo de pH. El rango más bajo empieza en aproximadamente 3.5 y termina en pH 7.0 para un agua con alcalinidad alta. El rango más alto es de 8.0 hasta por lo menos 9.5. Es posible escoger el rango de pH para la coagulación dependiendo de las necesidades de purificación. En un pH bajo la remoción de las sustancias orgánicas y del color es buena, así como la remoción de bacterias y otros microorganismos. Para la remoción de Hierro y Manganeseo se requiere el rango alto de pH. También se pueden usar las *Sales de Hierro 2+* (*Sales Ferrosas*) como coagulantes, aunque generalmente tienen menor eficiencia que las Sales Férricas (Rigola, 1999).

Las partículas formadas en la coagulación, pueden ser aun pequeñas y de baja densidad. El tamaño de las partículas se puede aumentar con la adición de polielectrolitos, polímeros de altos pesos moleculares y solubles en agua que, por disociación electrolítica en el agua, dan formas iónicas múltiples, capaces de actuar como puentes de unión entre las partículas coaguladas, como se demuestra en la figura 5.

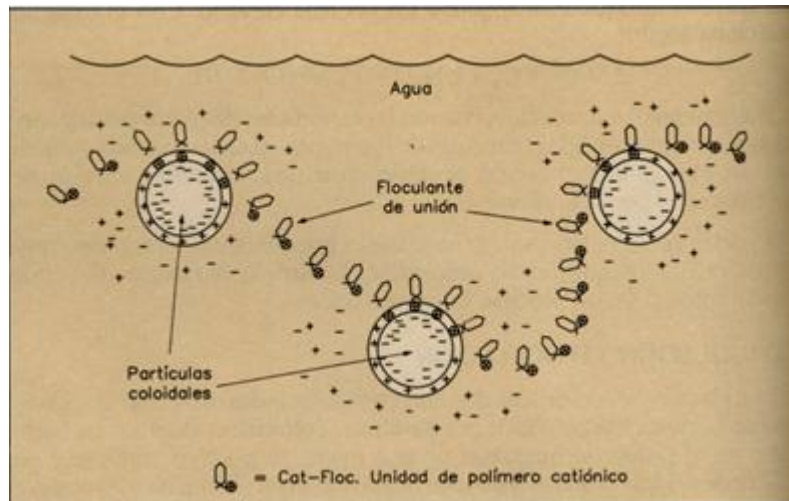


Figura 5. Mecanismo de coagulación-floculación (Rigola, 1999)

Las partículas coloidales, en este caso con cargas negativas en la superficie, se rodean de iones con cargas positivas propias de algunos coagulantes (Al^{+++} , Fe^{+++}) o floculantes catiónicos. El coagulante polimérico hace además de puente de unión entre distintas partículas.

Los polielectrolitos forman soluciones muy viscosas, incluso a concentraciones del 1% (Rigola, 1999).

1.3 Generalidades de quitina y quitosán

La quitina (del griego tunic, envoltura) se encuentra distribuida ampliamente en la naturaleza y, después de la celulosa (materia base del papel), es el segundo polisacárido en abundancia. Sus fuentes principales son los exoesqueletos (caparazón) de muchos crustáceos, alas de insectos (escarabajos, cucarachas), paredes celulares de hongos, algas, etc. (Lárez, 2006).

El nombre sistemático de la quitina es $\beta(1-4)$ -2-acetamido-2-desoxi-D-glucosa. La quitina es completamente insoluble en agua o en medio ácido. Su estructura química se observa en la figura 7.

La quitina es fácil de obtener del exoesqueleto de camarones o cangrejos, para ello se requiere un tratamiento químico con el fin de remover los pigmentos, las sales tales como el carbonato de calcio y las proteínas que se encuentran asociadas con ella. La obtención de quitosano se realiza por medio de un tratamiento con álcali concentrado y caliente, con el fin de retirar la mayor cantidad de unidades acetilo de la estructura del polímero.

La producción industrial de quitina y quitosano se realiza por lo general a partir de exoesqueletos de cangrejo y camarón, desechados de las industrias pesqueras.

Actualmente, se le ha prestado especial atención al quitosano, por ser un polisacárido de gran potencial y de cadena lineal frecuente en la naturaleza y que se obtiene mediante la desacetilación extensiva de la quitina (Lemus, 2007).

El quitosán es mucho menos tóxico que los materiales hasta ahora utilizados para la floculación-coagulación de partículas coloidales en aguas residuales.

El carácter coagulante/floculante del quitosano se ha aprovechado en algunas aplicaciones relacionadas con el tratamiento de aguas provenientes de diversas fuentes (Bough, 1975; Roussy, 2005). Esta es una de las áreas más importantes debido a que el quitosano y la quitina son sustancias ambientalmente amigables. Entre los principales usos que se hacen en la actualidad de estos biomateriales y algunos de sus derivados



son como: coagulante primario para aguas residuales de alta turbidez y alta alcalinidad, floculante para la remoción de partículas coloidales sólidas y aceites de pescado (Lárez, 2006).

El área de tratamiento de aguas puede dividirse en varias secciones, pero todas utilizan el mismo principio: sólidos y líquidos pueden ser fácilmente separados unos de otros. La impureza o producto recuperado se precipita como un sólido y entonces este sólido de mayor tamaño es más fácilmente filtrado.

El tratamiento de aguas utilizando quitina o quitosán como floculante o agente quelante es probablemente el mayor uso que tiene el polímero en el mundo. La protonación del grupo amino del quitosán disuelto, es un poderoso acomplejante para cualquier material cargado negativamente, incluyendo proteínas y colorantes.

1.4 Definición de quitosán

El quitosano es un biopolímero lineal constituido por unidades de D(+)-glucosamina unidas entre sí por enlaces (1,4). Oficialmente el quitosano es nombrada por la IUPAC (*International Union of Pure and Applied Chemistry*) como: poli(2-amino-2-desoxi--D-glucopiranososa).

1.5 Fuentes de obtención del quitosán

El quitosán en estado natural se encuentra en bajas concentraciones, formando parte de la pared celular de un limitado grupo de hongos en la naturaleza, como *Fusarium solana*, *Rhizopus Oryzae* hongos del orden de los mucorales (Barnicky, 1995, 1983) y es además un importante componente en la pared celular de hongos filamentosos de la clase *Zygomycetos*.

Este polisacárido se obtiene fundamentalmente mediante desacetilación de la quitina, polímero de origen natural de amplia distribución en la naturaleza, presente en los exoesqueletos de artrópodos, zooplancton marinos, así como en las alas y cutículas de algunas especies de insectos (Methacanon, 2003 y Kumar, 2000).

1.6 Estructura química del quitosán y quitina

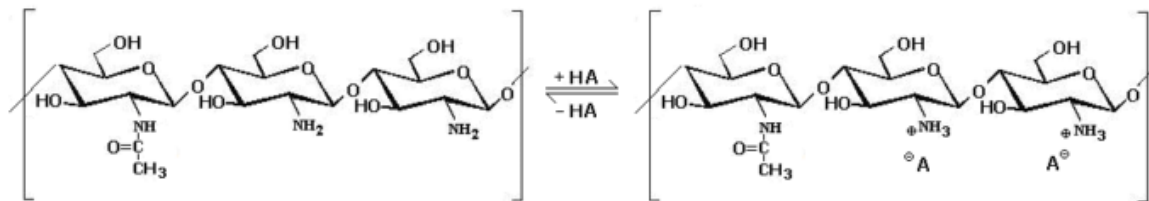


Figura 6 Estructura del quitosán (Lárez, 2008)

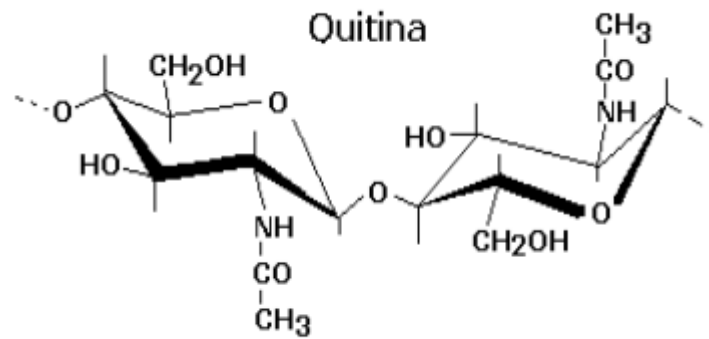


Figura 7 Unidad estructural de la quitina (Lárez, 2003)

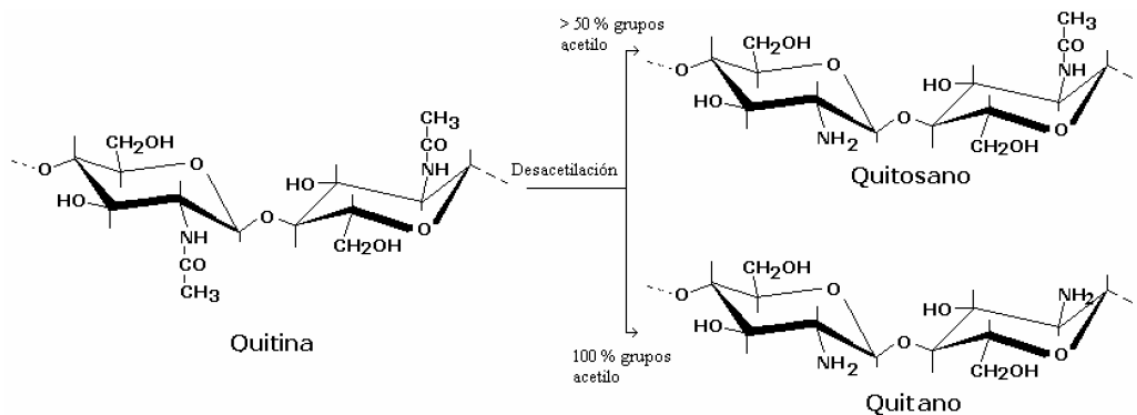


Figura 8 Relación estructural entre quitina, quitano y quitosán (Lárez, 2006)

1.7 Propiedades químicas del quitosán

El quitosán es un polímero lineal que presenta en su estructura grupos funcionales hidroxilo, amino y N-acetilamino, los que tienen la propiedad de formar puentes de hidrógeno intermoleculares que proporcionan una gran estabilidad al polímero, el cual presenta una alta temperatura de degradación de 170°C (Qin, 2003 y Qu, 2000). El carácter hidrófilo e hidrófobo del quitosano, dado por los grupos amino y acetilamino, respectivamente, hacen que este polímero tenga diversas características según la proporción de unidades acetiladas (A) y desacetiladas (D) que conformen el copolímero.

Adicionalmente el quitosán tiene entre sus principales características, la de ser un polímero no tóxico, biocompatible, biodegradable, insoluble en agua y en soluciones alcalinas así como en disolventes orgánicos (Brzezinski, 2004). Los grupos amino libres presentes en la cadena polimérica, se protonan en medio ácido, resultando soluble el quitosano en la mayoría de los ácidos orgánicos acuosos como el acético, fórmico, tartárico y cítrico, entre otros (Watcher, 1999).

Las características del quitosán dependen de su grado de acetilación, la distribución de los grupos acetilos, la cercanía de los grupos cargados y la masa molecular y su distribución. El quitosán es un excelente formador de películas, membranas y cápsulas. El grado de acetilación del quitosán, el pH y la fuerza iónica del medio influyen sobre la flexibilidad de las cadenas y controlan el tamaño del poro, la fortaleza mecánica, y la permeabilidad de las membranas o cápsulas preparadas a partir de quitosán. La



modificación de la flexibilidad de las cadenas de quitosán pueden lograrse usando quitosán con diferentes grados de desacetilación, o con soluciones con diferentes valores de pH y fuerza iónica (Hong, 2002).

El carácter básico del quitosán junto a otras propiedades de la misma, la capacidad para ser modificada químicamente a través de los grupos amino e hidroxilo y ser un producto biodegradable y biocompatible, hacen de este biopolímero un producto con un amplio espectro de aplicaciones en distintas esferas de actividad, como en la rama agrícola, en biotecnología, medicina, en el tratamiento de aguas, la industria alimenticia, para la floculación y coagulación de proteínas, entre otros (Khan, 2000 y Hattori, 2003).

La protonación de los grupos amino libres produce la especie cargada $-NH_3^+$ adquiriendo el polímero un comportamiento de polielectrolito, esto justifica muchas propiedades del quitosán tales como la capacidad de enlazarse a sustancias cargadas negativamente como las proteínas y colorantes; su comportamiento como floculante, su capacidad como adsorbente y su bioadhesividad (Domard, 1983 y 1999). Por su naturaleza polielectrolítica, el quitosán ha sido usada para la complejación de proteínas ácidas en una variedad de fluidos biológicos, los cuales pueden ser manipulados con relativa facilidad (Hirano, 1997).

El quitosán forma complejos polielectrolitos con polianiones por lo que se han estudiado los complejos polielectrolitos del quitosano con la carboximetilcelulosa, el alginato, la carragenina, las pectinas y el poli(ácido acrílico) (Peniche, 2001 y Pérez 1996).

1.8 Aplicaciones del quitosán

Se tienen diversas aplicaciones en las que se involucra el uso del quitosán en diversas áreas, las cuales son:

❖ Agricultura.

El quitosán ha sido aplicado con éxito en la agricultura por presentar efectos beneficiosos sobre las plantas, por inducir mecanismos de defensa en las mismas y presenta actividad antifúngica contra muchos hongos fitopatógenos. También exhibe actividad antiviral, bactericida, y nematocida. El quitosano aplicado al tratamiento de semillas da lugar a incremento en la germinación y mayor rendimiento en los cultivos (Struszczyk, 1989).

Tabla 10 Algunas de las aplicaciones de la quitina y el quitosano en actividades relacionadas con la agricultura

USO	BIOPOLÍMERO	PROPIEDADES	REFERENCIAS	CULTIVO APROVECHAMIENTO
Películas para recubrimiento de frutos, hojas, semillas y vegetales frescos	Quitosano	Antimicrobiana	Galed et.al. (2004). Srinivasa et.al. (2004). Ratanachinakom et.al. (2005) Hcwjjuligc et.al. (2007). Devlieghere et.al. (2004)	Cítricos, mango, toronja, lechosa (papaya), fresa, tomate



Continuación de la tabla 10

Clarificación de jugos de fruta	Quitosano	Coagulante-Floculante	Chatterjee et.al. (2004). Boguslawski et.al. (1990). Rooty Johnson. (1978). Ilongfei y Ilesheng. (2003)	Pera, toronja, limón, manzana
Protección de plántulas	Quitosano	Fungicida	Barka et.al. (2004); Lafontaine y Benhamou. (1996)	Uva de vino, tomate
Liberación controlada de agroquímicos	Quitina y quitosano	Formación de hidrogeles, labilidad de derivados	Me Cormick et.al, (1982). Teixeira et.al, (1990). Hirano. (1978). Palma et.al. (2005)	Arándano
Estimulación del crecimiento	Quitosano	Bioestimulante	Nge et.al, (2006)	Orquídea
Inhibidor del oscurecimiento de frutos y tubérculos	Quitosano	Biocida	Waliszewski et.al, (2002)	Banana, papa
Biocidas	Quitosano	Antimicrobiana	Liu et al. (2007). Hadwiger y Me Bride, (2006). Bautista-Baños et.al. (2006)	Tomate, papa, hortalizas
Corrección de sustratos de crecimiento	Quitina y quitosano	Fungicida, Nematicida	Sneh y Henís. (1972). Abd-El-Kareem. (2002). Abd-El-Kareem et.al. (2002). Abd-El-Kareem et.al, (2004). Abd-El-Kareem et.al, (2006)	Lupino blanco (altramuz), guisante, tomate, papa, apio
Inductor de mecanismos de defensa	Oligómeros de quitina y quitosano	Inductor de resistencia	Khan et.al. (2003)	Soya

(Lárez, 2008)



❖ **Medicina.**

Se sabe que la quitina y el quitosán han sido utilizados desde la antigüedad para acelerar la curación de las heridas, y hoy en día se utiliza para la producción de suturas quirúrgicas a partir de quitina, la producción de gasas y vendajes tratados con quitosán, elaboración de cremas bactericidas para el tratamiento de quemaduras, para la curación de llagas en la piel, como andamiaje para la regeneración de piel y hueso, etc.

❖ **Cosméticos**

Es amplia la aplicación de este biopolímero, entre las cuales se mencionan las siguientes:

- Fabricación de cápsulas para adelgazar, denominadas “atrapa-grasas”. Quizá sea la aplicación más extensamente aprovechada del quitosán.
- Aditivo bactericida en jabones, champús, cremas de afeitar, cremas para la piel, pastas dentales, etc.
- Agente hidratante para la piel, debido a que sus geles pueden suministrar agua y evitar la resequedad. además, el quitosán forma una película que ayuda a dosificar otros principios activos.
- Los complejos polielectrolitos de quitosano y demás polímeros se comportan como hidrogeles y encuentran aplicaciones como membranas para distintos propósitos, en sistemas de liberación de sustancias, y como en materiales con elevada capacidad de retención de agua, entre otros.

❖ **Bio-sensores**

Se aplica como soporte para la inmovilización de enzimas sensibles a un sustrato específico. Algunos ejemplos son:

- Sensor para glucosa en sangre humana, basado en la inmovilización de la enzima glucosa-oxidasa sobre quitosán, usando adicionalmente azul de Prusia (Zhu, 2002).
- Sensor para la detección de fenoles en aguas de desecho en plantas industriales, basado en la inmovilización de la enzima tirosinasa (Wang, 2002).
- Sensores basados en la inmovilización de nano partículas espacialmente ordenadas (Wu, 2005).

❖ **Alimentos**

El uso del quitosán para el recubrimiento de frutas y vegetales se ha propuesto y ensayado infinidad de veces, debido a sus propiedades bactericidas y fungicidas, su capacidad para formar películas y su baja toxicidad en seres humanos. En principio, la capacidad del quitosán para formar películas favorece la preservación de los productos debido a la modificación de las pérdidas por transpiración.

En la mayoría de los sistemas estudiados se observó un efecto positivo en la conservación de los productos después de su recubrimiento con quitosán, así, se observó que con el recubrimiento de fresas con soluciones de quitosán (Devlieghere et al, 2004) tenía efectos benéficos notables a partir del cuarto día, en la preservación del fruto.



Tabla 11 Algunos frutos estudiados con recubrimientos de quitosán

Producto	Forma de aplicación	Objetivo del recubrimiento con quitosano	Referencias
Fresa	Frutas rociadas con soluciones acuosas 1-2% p/v de quitosano	Inducción de mecanismos de defensa (incremento de la actividad para quitinasa y β -1,3-quitosanasa).	Zhang y Quantick, (1998)
Guayaba	Recubrimiento de las rodajas con películas formadas a partir de soluciones acuosas de quitosano.	Conservación de propiedades en rodajas del fruto	Thommohaway <i>et al.</i> , (2007)
Lechosa (papaya)	Frutas cubiertas con películas de quitosanos formadas a partir de soluciones acuosas 1%	Recubrimiento de frutos para protección de la antracnosis. Se observó inhibición en el crecimiento micelial y en la germinación de esporas.	Hewajulige <i>et al.</i> , (2006)
Mandarina	Fruta introducida en solución acuosa de quitosano y dejada secar	Control del crecimiento de hongos. <i>Penicillium digitatum</i> y <i>Penicillium italicum</i> .	Chien <i>et al.</i> , (2007a)
Mango	Cajas del fruto protegidas con películas de quitosano.	Conservación de las propiedades del fruto entero por mayor tiempo.	Srinivasa <i>et al.</i> , (2004)
Mango	Recubrimiento de las rodajas con películas de quitosano (obtenidas dejando secar al aire soluciones acuosas de quitosano en ácido acético 5%)	Conservación de las propiedades de rodajas del fruto por mayor tiempo.	Chien <i>et al.</i> , (2007b)
Manzana	Trozos de fruta recubiertos con películas formadas a partir de soluciones acuosas 1 % de quitosano	Retardo del oscurecimiento en fruto cortado	Worakeeratikul <i>et al.</i> , (2007)
Melocotón	Películas de quitosano obtenidas a partir de soluciones acuosas	Alargamiento del tiempo de almacenamiento	Du <i>et al.</i> , (1997).
Tomate	Películas de quitosano obtenidas a partir de soluciones acuosas	Alargamiento del tiempo de almacenamiento	El-Ghaouth <i>et al.</i> , (1992c).

(Lárez, 2008)

En varios países se ha estudiado el uso del quitosán como aditivo en la clarificación de jugos de frutas (Baxter et al, 2005; Oszmianski y Wojdylo, 2007).

❖ Tratamiento de aguas

Es una de las áreas más importantes, debido a que el quitosán es una sustancia ambientalmente amigable, por lo que ha tenido diversos usos, El carácter coagulante/floculante del quitosán se ha aprovechado desde hace más de 30 años en algunas aplicaciones relacionadas con el tratamiento de aguas provenientes de diversas fuentes (Bough, 1975; Roussy et al., 2005) así como en la recuperación de sólidos suspendidos en aguas residuales que pueden ser aún aprovechables (Bough y Landes, 1978). Así, se tiene que se ha usado como:



- ♣ Coagulante primario para aguas residuales de alta turbidez y alta alcalinidad (Gidas, 1999).
- ♣ Floculante para la remoción de partículas coloidales solidas y aceites de pescado.
- ♣ Captura de metales pesados y pesticidas en soluciones acuosas.

El quitosán es un buen agente quelante de iones metálicos y para ello requiere los grupos -OH y -O de los residuos de D-glucosamina como ligandos, y al menos 2 o más grupos aminos de una misma cadena para unirse a un mismo ión metálico (Sag, 2002). Los grupos amino libres del quitosán resultan mucho más efectivos para acomplejar los iones metálicos que los grupos acetilo de la quitina.

En la literatura está ampliamente recogido el uso del quitosán para remover trazas de metales como Cu(II), Pb(II), U(VI), Cr(II), Cr(VI), Ni(II), Cd(II), Zn(II), Co(II), Fe(II), Pd(II) y Hg(II) presentes en aguas contaminadas. En estos estudios el quitosán ha sido usada en gran variedad de formas, las cuales incluyen cápsulas, películas y membranas (Kaminski, 1997).

Los grupos aminos de la quitina y quitosán son los mejores y más efectivos sitios para enlazar el metal, formando complejos estables por coordinación. Los electrones del nitrógeno presentes en los grupos amino y acetilamino pueden establecer enlaces con los iones de los metales de transición. Algunos grupos hidroxilos en estos biopolímeros pueden actuar como grupos donantes, además los grupos hidroxilos desprotonados pueden estar involucrados en la coordinación con el ión metálico (Schmuhl, 2001).



CAPITULO II. METODOLOGÍA EXPERIMENTAL

Este capítulo describe los materiales y métodos que se llevaron a cabo en esta investigación, desde los compuestos que se utilizaron para realizar las pruebas físicas, químicas y microbiológicas, las reacciones que se dan en cada técnica, el montaje de las mismas, hasta los métodos realizados para determinar la eficiencia tanto del agente químico (sulfato de aluminio) como el biológico (quitosán) propuestos.

1. Objetivos

Objetivo General:

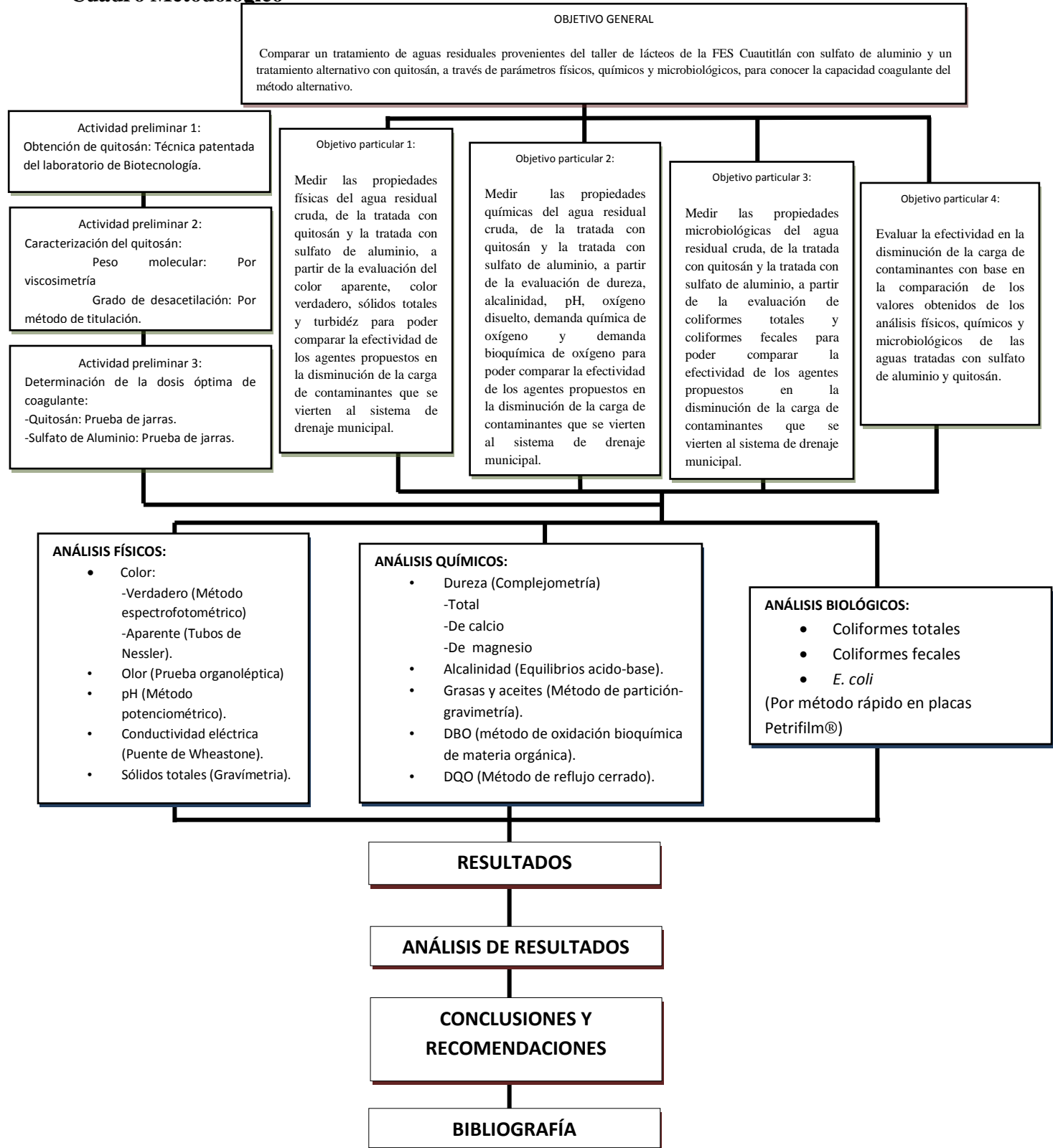
Comparar un tratamiento de aguas residuales provenientes del taller de lácteos de la FES Cuautitlán con sulfato de aluminio y un tratamiento alternativo con quitosán, a través de parámetros físicos, químicos y microbiológicos, para conocer la capacidad coagulante del método alternativo.

Objetivos Particulares:

1. Medir las propiedades físicas del agua residual cruda, de la tratada con quitosán y la tratada con sulfato de aluminio, a partir de la evaluación del color aparente, color verdadero, sólidos totales y turbidez para poder comparar la efectividad de los agentes propuestos en la disminución de la carga de contaminantes que se vierten al sistema de drenaje municipal.
2. Medir las propiedades químicas del agua residual cruda, de la tratada con quitosán y la tratada con sulfato de aluminio, a partir de la evaluación de dureza, alcalinidad, pH, oxígeno disuelto, demanda química de oxígeno y demanda bioquímica de oxígeno para poder comparar la efectividad de los agentes propuestos en la disminución de la carga de contaminantes que se vierten al sistema de drenaje municipal.
3. Medir las propiedades microbiológicas del agua residual cruda, de la tratada con quitosán y la tratada con sulfato de aluminio, a partir de la evaluación de coliformes totales y coliformes fecales para poder comparar la efectividad de los agentes propuestos en la disminución de la carga de contaminantes que se vierten al sistema de drenaje municipal.
4. Evaluar la efectividad en la disminución de la carga de contaminantes con base en la comparación de los valores obtenidos de los análisis físicos, químicos y microbiológicos de las aguas tratadas con sulfato de aluminio y quitosán.



Cuadro Metodológico





2. Preparación del quitosán

La quitina y el quitosán se prepararon bajo la metodología de la patente “Proceso para la extracción de quitina a partir de crustáceos y su conversión a quitosán”, con número de folio: 1175930-5, del laboratorio de biotecnología de la FES Cuautitlán (Miranda, 2000).

Caracterización del quitosán

Peso Molecular – Consideraciones

La viscosidad depende de la estructura química del polímero y de las interacciones con el disolvente y del peso molecular (Macrogalleria, 2005).

Viscosidad relativa: $\eta_r = \eta / \eta_o$ donde:

η_o = viscosidad del disolvente puro

η = viscosidad de la solución del polímero

Viscosidad específica: $\eta_{sp} = \eta_r - 1 = \eta - \eta_o / \eta_o$

Viscosidad reducida: capacidad para aumentar la viscosidad del disolvente. $\eta_{red} = \eta_{sp} / c$ donde:

c = concentración del polímero

Viscosidad inherente $\eta_{ind} = \ln \eta_r / c$

Aun en soluciones muy diluidas las moléculas de polímero son capaces de interacciones intermoleculares. Las dos contribuciones a la viscosidad reducida son el movimiento de las moléculas aisladas en el disolvente y la interacción entre las moléculas del polímero y la solución.

Para eliminar las interacciones es necesario extrapolar a concentración cero para obtener las viscosidades inherente y reducida, comúnmente conocidos como viscosidad intrínseca.

$$[\eta] = (\eta_{red})_{c \rightarrow 0} = (\eta_{inh})_{c \rightarrow 0}$$

La viscosidad intrínseca tiene las unidades de asa/volumen y en una medida del tamaño de una molécula en solución.

Es una medida de la habilidad de una molécula de polímero para aumentar la viscosidad de un disolvente en ausencia de interacciones intermoleculares.

Ec. Huggins y Kraemer

$$\eta_{sp}/c = [\eta]_H + K_H [\eta]_H^2 c$$

$$\ln \eta_r / c = [\eta]_K + K_K [\eta]_K \eta_{sp}/c$$



El peso molecular viscosimétrico se puede calcular utilizando la ecuación de Mark-Houwink-Sakurada en la cual M_v es el Peso Molecular viscosimétrico promedio, “K” y “a” son constantes para un sistema dado: polímero/disolvente/ T° . Se puede calcular el peso molecular si se conocen los valores de “K” y “a” para un conjunto de condiciones particulares.

$$[\eta] = K M_v^a$$

Secuencia de cálculo

Preparación de solución buffer

- Solución A 0.2 M ácido acético (11.5 mL/ 1000 mL).
- Solución B 0.2 M acetato de sodio (27.2 g $C_2H_3O_2Na \cdot 3H_2O$ / 1000 mL).

Tabla 12. Cantidad en ml de reactivo para preparar buffer de acetatos según Murray (Deustcher, 1990)

xA	xB	pH
46.3	3.7	3.6
44	6.0	3.8
41	9.0	4.0
36.8	13.2	4.2
30.5	19.5	4.4
25.5	24.5	4.6
14.8	35.2	5.0
10.5	39.5	5.2
8.8	41.2	5.4
(Murray P, 1990)		

$X(\text{ml})A + Y(\text{ml})B$ diluido a 100 ml

Donde:

X mL A= cantidad en mililitros de la solución A (ácido acético).

Y mL B = cantidad en mililitros de la solución B (acetato de sodio).

Una vez que se tiene la solución buffer de acetatos, se procede a la preparación de la solución de quitosán a evaluar, para lo cual, se tienen las siguientes consideraciones:

Se prepara una solución de quitosán con la solución buffer con la concentración más alta, ya que de esta solución se harán diluciones para así obtener las soluciones con menor concentración de quitosán, y de esta forma, disminuir el error que trae consigo el hacer las soluciones pesando quitosán para cada una de estas.

De 100 ml de solución buffer más 0.2 g quitosán para una concentración de 0.2 g/mL.

A partir de esta se hicieron diluciones con concentraciones menores a partir de ésta, teniendo que:



- Para 25 mL de solución con concentración de 0.18 g/mL, se necesitaron 22.2 mL de solución a 0.2g/mL.
- Para 25 mL de solución con concentración de 0.16 g/mL, se necesitaron 20 mL de la solución de 0.2g/mL.
- Para 25 mL de solución con concentración de 0.14 g/mL, se necesitaron 17.5 mL de la solución de 0.2g/mL.
- Para 25 mL de solución con concentración de 0.12g/mL, se necesitaron 15 mL de la solución de 0.2g/mL.
- Para 25 mL de solución con concentración de 0.10 g/mL, se necesitaron 12.5 mL de la solución de 0.2g/mL.
- Para 25 mL de solución con concentración de 0.08 g/mL, se necesitaron 10 mL de la solución de 0.2g/mL.
- Para 25 mL de solución con concentración de 0.06 g/mL, se necesitaron 7.5 mL de la solución de 0.2g/mL.
- Para 25 mL de solución con concentración de 0.05 g/mL, se necesitaron 6.94 mL de la solución de 0.18g/mL.
- Para 25 mL de solución con concentración de 0.03 g/mL, se necesitaron 4.16 mL de la solución de 0.18g/mL.
- Para 25 mL de solución con concentración de 0.02 g/mL, se necesitaron 3.12 mL de la solución de 0.16g/mL.
- Para 25 mL de solución con concentración de 0.01 g/mL, se necesitaron 1.56 mL de la solución de 0.16g/mL.

Con estas concentraciones de Quitosán se procedió con lo siguiente:

1. Filtrar las soluciones para eliminar cualquier partícula de quitosán, la cual pudiera quedar atrapada en el capilar del tubo Ostwald obstruyendo el paso de la solución.
2. Colocar 4 mL de cada solución de quitosán en la parte A de un tubo Ostwald.

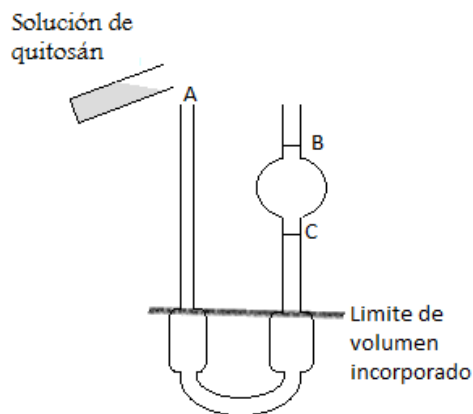


Figura 9. Viscosímetro de Ostwald para medición de viscosidad del quitosán



3. Posteriormente introducir el tubo con los 4 mL de la solución de quitosán en un baño térmico regulando previamente a una temperatura de 20°C permitiendo intervalos de variación de $\pm 1^\circ\text{C}$ en cada prueba con ayuda de un calentador digital con agitador marca Gant, colocar un termómetro para corroborar la temperatura.

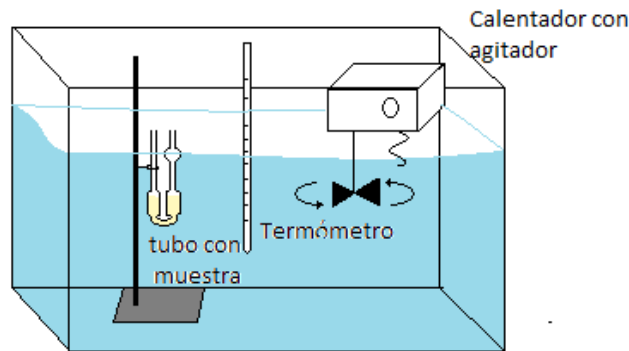


Figura 10 Montaje del sistema para medición del Peso Molecular del QN por viscosimetría

4. Verificar la Temperatura de la solución de quitosán mediante equilibrio térmico hasta que sea de $25 \pm 0.1^\circ\text{C}$.
5. Posteriormente succionar la solución de quitosán con la ayuda de una propipeta hasta cubrir los puntos B y C (Ver figura 9), evitar que sobrepase el nivel de agua del baño térmico.
6. Tomar el tiempo de caída en los puntos B y C con ayuda de un cronómetro. Procurar que los tiempos no tengan una variación mayor de ± 0.2 seg.

Grado de desacetilación – Consideraciones

Medido para quitosán por el método de titulación (Miranda, 2007).

La titulación pH-métrica fue utilizada en la experimentación, la cual, es una titulación ácido-base de los grupos amino (NH_3^+) de la muestra del quitosán disuelto en un exceso de ácido.

Procedimiento

- ◆ Pesar 0.30g de quitosán previamente secado a 105°C durante 12 horas.
- ◆ Colocar la muestra en un vaso de precipitados de 100 ml.
- ◆ Agregar 45 ml de HCl a 0.2 M, agitar hasta la disolución.
- ◆ Calibrar el pH-metro para asegurar lecturas confiables.
- ◆ Utilizar una bureta con la base (NaOH al 0.1 M).
- ◆ Colocar la muestra en la parte inferior del sistema.

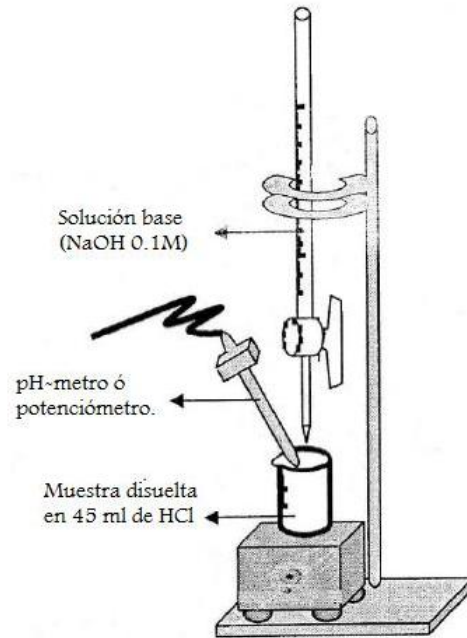


Figura 11 Montaje del sistema para determinar grado de desacetilación del QN

- ◆ Agregar incrementos de base, anotar los valores de pH de cada volumen agregado, titulando hasta $\text{pH} = 11$ de la muestra.
- ◆ Una vez obtenidos los datos de pH y volumen gastado, se procede a graficar los valores colocando los datos de volumen de base gastada en el eje de las ordenadas (x).
- ◆ Con el gráfico pH vs volumen gastado de NaOH, localizar los puntos de equivalencia en la gráfica (Ver figura 12).
- ◆ Realizar los cálculos necesarios para determinar el grado de desacetilación.

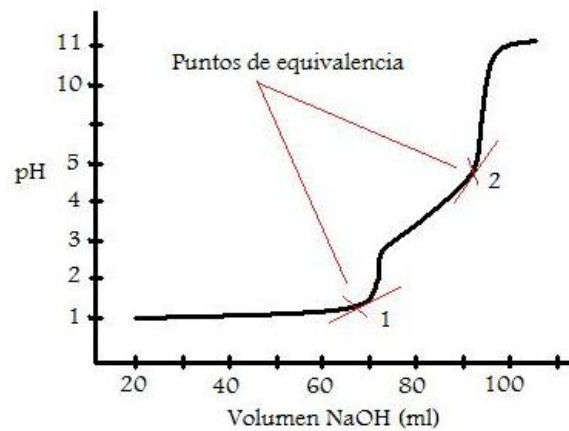


Figura 12 Identificación de los puntos de equivalencia



Para calcular el volumen gastado de NaOH, se utilizan las siguientes ecuaciones:

$$Vol\ promedio\ (ml) = \frac{V\ equivalencia\ 2\ (ml) - V\ equivalencia\ 1\ (ml)}{2}$$

$$Vol\ gastado\ (L) = \frac{Vol\ promedio\ (ml)}{1000}$$

Para calcular la masa en equivalentes, se utiliza la siguiente formula:

$$Meq = \frac{m\ (g)}{[NaOH] * V\ gastado\ (L)}$$

Donde:

Meq= masa (equivalentes)

m= masa de quitosán (g)

[NaOH] = Concentración de hidróxido de sodio (N)

V gastado = Volumen final (L)

Para calcular el grado de desacetilación, se utiliza la siguiente ecuación:

$$\% DA = \frac{203}{Meq + 42} * 100$$

Para llevar a cabo esta prueba, se tomaron las condiciones experimentales del laboratorio de biotecnología.

Se desecaron 0.40g de quitosán en polvo en estufa de secado marca Quincy Lab, modelo 30 GC, durante 24 horas a 105°C.

Se pesaron 0.30g de quitosán desecado y se adiciona en 45 mL de ácido clorhídrico (HCl) a 0.2 M. Se pone en agitación constante para la disolución del polvo de quitosán.



Figura 13 Montaje de equipos y materiales para la prueba de grado de desacetilación del quitosán



Una vez que se disolvió el quitosán en la solución ácida, se procede a colocar el electrodo del medidor de pH marca Horizon, modelo 5997-20, que mostrará los valores de pH de la solución hasta el momento de completar la experimentación, (del pH más bajo hasta llegar a 11).



Figura 14 Medidor de pH

Se tomaron los valores de la solución de hidróxido de sodio (NaOH) a 0.1M gastados cuando se valoró la solución de quitosán, (se midió mililitro a mililitro hasta llegar a un pH de 11).



Figura 15 Valoración de la solución ácida de quitosán con hidróxido de sodio

Prueba de Jarras

Esta prueba se llevó a cabo para la determinación de la cantidad de quitosán y sulfato de aluminio que se utilizó en la experimentación.

Se decidió que no se modificaría al pH del agua residual, debido a que sería más difícil el manejo de las muestras, ya que el pH inicial del agua del taller de lácteos presenta un valor de 6.9, que es cercano a la neutralidad, esto también es conveniente debido a que se puede tener un mayor control de este parámetro si se quiere dar seguimiento para la aplicación de un tren de tratamiento de estas aguas en un estudio posterior.

Para la obtención de la dosis de coagulante a utilizar se propuso lo siguiente:

Tener diez vasos de precipitados de 100 mL, en cada uno de ellos se colocó una muestra del agua residual del taller de lácteos de la Facultad de Estudios Superiores Cuautitlán, se manejó una temperatura de $23 \pm 1^\circ\text{C}$, a cada vaso se le adicionaron de 1 a 10 gotas de ambos coagulantes, se agitó la mezcla de cada uno de los vasos y se observó la formación de flóculos y después de coágulos por parte de los agentes propuestos.

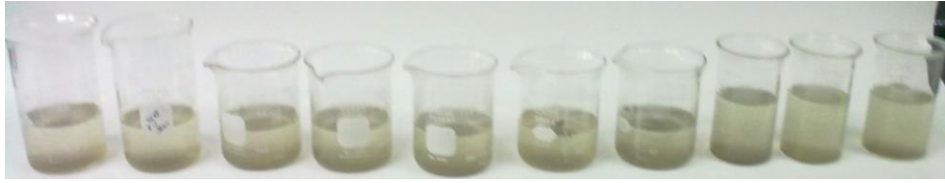


Figura 16 Montaje de la prueba de jarras para ambos agentes coagulantes.

Se esperaron 24 horas para tener una sedimentación de estos coágulos y se filtró cada una de las muestras, a las cuales se les determinó el grado de turbidez mediante el uso de un Turbidímetro marca Engineered Systems & Designs, modelo TUR800 2160, para así establecer la dosis a la cual ambos agentes demostraban una mayor reducción de las partículas coloidales suspendidas.

Se midió el pH después de adicionar el agente coagulante de cada una de las muestras mediante un pH-metro marca Horizon, modelo 5997-20, para observar el cambio que tuvieron al aplicar el agente coagulante a cada uno de los vasos de precipitados de la prueba y así tener un control de este parámetro que es determinante para la correcta acción de los agentes propuestos en esta investigación.

CARACTERÍSTICAS DEL AGUA RESIDUAL

PROPIEDADES FÍSICAS – CONSIDERACIONES

COLOR APARENTE

Uno de los parámetros físicos más importantes es el color. El término color se define como la capacidad de absorber ciertas radiaciones del espectro visible. Usualmente, si el agua presenta color, por tenue que éste sea, es indicativo de que existe contaminación. La presencia de color en las aguas residuales es debida principalmente a la existencia de materia orgánica proveniente de los suelos vegetales, como es el caso de los ácidos húmicos que proporcionan un color amarillento, el hierro que aporta colores rojizos y el manganeso que les proporciona tonalidades negras.

Existen diversos métodos para llevar a cabo las medidas de color. Uno de esos métodos, es la comparación, con un estándar arbitrario a base de cloruro de cobalto (Cl_2Co) y cloroplatinato de potasio (Cl_6PtK_2) que expresa en una escala de unidades Pt-Co (unidades Hazen) o simplemente Pt. Para este método se emplea lo que se conoce como Disco de Hellige (APHA, 1985).

Material y equipo

- Tubos Nessler
- Aparato de Hellige

PROCEDIMIENTO

1. Llenar los tubos Nessler, uno con agua destilada y el otro con la muestra de agua residual.
2. Colocar los tubos dentro del aparato de Hellige y mirar verticalmente hacia abajo, de manera que la luz se refleje hacia arriba a través de las columnas del líquido.
3. Si el color excede las 70 unidades, diluir la muestra en agua destilada a proporciones conocidas hasta que el color se sitúe dentro de los márgenes del estándar.



Cálculos:

$$\text{Unidades de color} = (A \times 50) / B$$

A: color estimado de una muestra diluida

B: Son los mL de muestra tomados para la dilución



Figura 17 Colocación de las muestras de A.R en el aparato

Se procedió a abrir la carcasa para sacar los tubos Nessler en donde se colocó la muestra y el agua destilada de referencia hasta las marcas de aforo de los tubos.

Una vez que se tuvieron las muestras dentro de los tubos, se cerró la carcasa, se colocó el disco de Hellige sobre los objetivos del aparato y se miró verticalmente hacia abajo, de manera que la luz se reflejara hacia arriba a través de las columnas del líquido y se procedió a girar el disco de manera que la tonalidad de la muestra de agua destilada que es la de referencia fuera semejante a la tonalidad de la muestra de A.R colocada, una vez que se tuvo un color semejante se tomara nota de los valores de color del disco utilizado.

COLOR VERDADERO

Otro método que se utiliza con gran frecuencia es el método espectrofotométrico (APHA, 1985).

Cuando hacemos un análisis de aguas residuales, un requisito primordial para poder llevar a cabo el método espectrofotométrico, es determinar dos tipos de color: el aparente y el verdadero. Se conoce como color aparente, a aquel que es proporcionado tanto como por la materia disuelta como por las sustancias en suspensión. Por otro lado, el color verdadero es real, es aquel que se presenta después de que la muestra está sometida a procesos de filtración o centrifugación para eliminar turbidez, es decir, las sustancias suspendidas.

Material y equipo

- Espectrofotómetro
- Celdas para espectrofotómetro

PROCEDIMIENTO

1. Centrifugar 10-20 mL del agua residual a analizar a 60 r.p.m.
2. Verter una pequeña cantidad de muestra en las celdas limpias del espectrofotómetro.
3. Determinar los valores de transmitancia de la muestra, variando la longitud de onda desde 400 a 663 nm y calibrando con un blanco de agua destilada para cada medición.
4. Tabular los valores de transmitancia correspondiente a las longitudes de onda mostradas en las columnas X, Y, y Z de la tabla 14. Totalizar cada columna.



Tabla 13 Rango de longitudes de onda para prueba de color verdadero (APHA, 1985)

Ordinal	X	Y	Z
Núm.	Longitud de onda		
	<i>nm</i>		
1.00	424.40	465.9	414.1
2*	435,5*	489,5*	422.2*
3.00	443.90	500.40	426.3
4.00	452.1	508.7	429.40
5*	461,2*	515,2*	432.0*
6.00	474.00	520.6	434.30
7.00	531.20	525.4	436.5
8*	544.3*	529.8*	438,6'
9.00	552.40	533.90	440.6
10.00	558.7	537.70	442.50
11*	564.1 *	541,4*	444.4»
12.00	568.9	544.90	446.3
13.00	573.2	548.40	448.2
14*	577.4*	551,8*	450.1*
15.00	581.3	555.1	452.10
16.00	585.00	585.5	454
17*	588,7*	561.9*	455.9*
18.00	592.4	565.3	457.90
19.00	596.00	568.9	459.9
20*	599,6*	572,5*	462,0*
21.00	603.3	576.4	464.1
22.00	607.00	580.40	466.30
23*	610,9*	584,8*	468.7*
24.00	615.00	589.60	471.4
25.00	619.4	594.80	474.3
26*	624,2*	600,8*	477.7*
27.00	629.80	607.70	481.80
28.00	636.6	616.1	487.2
29*	645,9*	627.3*	495,2*
30.00	663.00	647.40	511.20
Factores cuando se usan 30 ordinales			
	0.03	0.03	0.04
Factores cuando se usan 10 ordinales			
	0.10	0.10	0.118 14

- Se totalizó cada columna de transmitancia y se multiplicaron los totales por los factores adecuados (para 10 ó 30 números) que figuran en la parte baja de la tabla, para obtener valores triestímulos X, Y y Z. El valor triestímulo corresponde al porcentaje de luminancia.
- Calcúlense los coeficientes tricromáticos x e y a partir de los valores triestímulo X, Y y Z. mediante las siguientes ecuaciones:



$$x = \frac{X}{X + Y + Z}$$

$$y = \frac{Y}{X + Y + Z}$$

7. Localícese el punto (x, y) en uno de los diagramas de cromaticidad de la figura 18 y determínese la longitud de onda predominante (en nanómetros) y la pureza (en porcentaje) directamente a partir del diagrama.

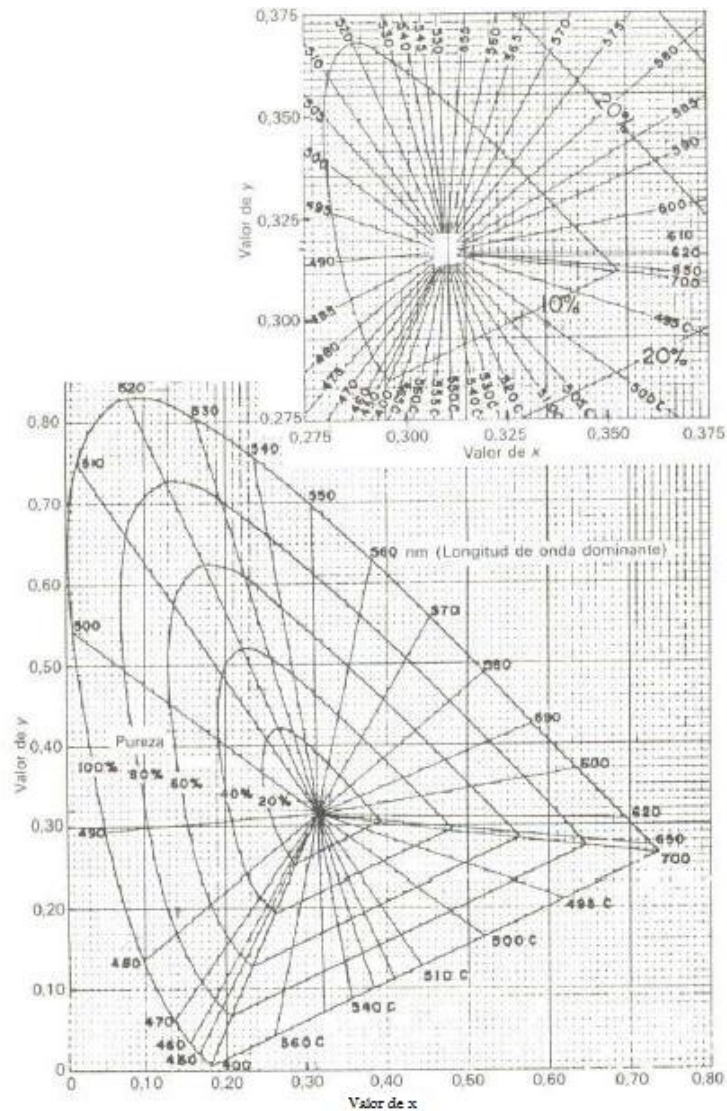


Figura 18 Diagramas de cromaticidad (APHA, 1985)

8. Determínese la tonalidad a partir del valor de longitud de onda dominante, de acuerdo con los márgenes de la tabla 14.



Tabla 14 Matices de color para márgenes de longitud dominante⁶⁶ (APHA, 1985)

Margen de longitud de onda <i>nm</i>	Matiz
400-465	Violeta
465-482	Azul
482-497	Azul - verde
497-530	Verde
530-575	Amarillo verdoso
575-580	Amarillo
580-587	Naranja amarillento
587-598	Naranja
598-620	Naranja - rojo
620-700	Rojo

Se determinaron los valores de transmitancia correspondientes a las longitudes de onda variando de 400 a 663nm, calibrando con un blanco de agua destilada para cada medición.

Se tabularon los datos de la transmitancia correspondientes a las longitudes de onda mostradas en las columnas X, Y, Z de la tabla correspondiente para cada tipo de agua a analizar.

SÓLIDOS TOTALES

Sólidos, son los materiales suspendidos o disueltos en aguas limpias y residuales. Sólidos totales, es la expresión que se aplica a los residuos de material que quedan en un recipiente después de la evaporación de una muestra y su consecutivo secado, en estufa, a temperatura definida (APHA, 1985).

La mayor parte de los contaminantes de aguas son sólidos, disueltos o suspendidos. En un concepto general, los sólidos se definen como materia que permanece a modo de residuo después de someterse a evaporación de una muestra de agua, a una temperatura de 105°C.

Debido a la amplia variedad de materiales inorgánicos y orgánicos, encontrados en los análisis de sólidos, las pruebas son de carácter empírico y relativamente simple de efectuarse.

Los sólidos pueden afectar negativamente a la calidad del agua o su suministro de varias maneras. Las aguas, con abundantes sólidos disueltos, suelen ser de menos potabilidad y pueden inducir una reacción fisiológica desfavorable en el consumidor ocasional. Por estas razones, para las aguas potables es deseable un límite de 500 mg/L de sólidos disueltos.

Los análisis de sólidos son importantes en el control de procesos de tratamiento biológico y físico de aguas residuales, y para evaluar el cumplimiento de las limitaciones que regulan su vertido.

Principales condiciones medidas por la técnica experimental de partículas coloidales presentes en las muestras.



SÓLIDOS TOTALES: $ST = SST + SDT = STV + STF$

SÓLIDOS TOTALES FIJOS: $STF = ST - STV$

SÓLIDOS TOTALES VOLÁTILES: STV

SÓLIDOS SUSPENDIDOS TOTALES: $SST = SSV + SSF$

SÓLIDOS SUSPENDIDOS FIJOS: $SSF = SST - SSV$

SÓLIDOS SUSPENDIDOS VOLÁTILES: SSV

SÓLIDOS DISUELTOS TOTALES: $SDT = SDV + SDF$

SÓLIDOS DISUELTOS FIJOS: $SDF = SDT - SDV$

SÓLIDOS DISUELTOS VOLÁTILES: SDV

MATERIAL Y EQUIPO

- Cápsula de porcelana
- Crisol Gooch de 25 a 45 mL con papel filtro.
- Pipeta volumétrica de 25 mL
- Probeta de 25 mL
- Baño maría con discos concéntricos
- Agitador de vidrio
- Matraz Kitazato con adaptador para filtración.
- Manguera de hule
- Perilla
- Mechero bunsen
- Tripié con tela de asbesto
- Equipo generador de vacío
- Estufa de secado
- Mufla

PROCEDIMIENTO

1. SÓLIDOS TOTALES

- 1.1 Pesar la cápsula de porcelana previamente puesta a peso constante
- 1.2 Agregar 25 mL de muestra de agua residual.
- 1.3 Evaporar a sequedad la muestra (en baño maría para no perder los sólidos, en la evaporación, en forma directa).
- 1.4 Colocar la cápsula de porcelana en la estufa por 30 minutos a una temperatura de 105°C.
- 1.5 Colocar la cápsula en el desecador por 15 minutos.
- 1.6 Pesar nuevamente la capsula (ST).
- 1.7 Colocar la cápsula de porcelana en la mufla a 600°C por 30 minutos, dejar enfriar la mufla a aproximadamente 400°C, para abrirla.
- 1.8 Repetir pasos 1.4 – 1.6 (STV).

2. SÓLIDOS SUSPENDIDOS TOTALES

- 2.1 Colocar el papel filtro al Gooch y poner a peso constante.



- 2.2 Pesar el Gooch (con todo y papel filtro).
- 2.3 Tomar una muestra de 25 mL y aplicar el vacío.
- 2.4 Colocar el Gooch en la estufa por espacio de 30 min. A 105°C.
- 2.5 Pasar al desecador el crisol por 15 min.
- 2.6 Pesar.
- 2.7 Colocar la muestra en la mufla a 600°C por 30 minutos.
- 2.8 Repetir los pasos 2.4 – 2.6 (SSV).

CÁLCULOS:

- W1: Peso de la cápsula (g).
W2: Peso de la cápsula + muestra seca.
W3: Peso de la cápsula + cenizas de la muestra.
W4: Peso del Gooch.
W5: Peso del Gooch + muestra seca.
W6: Peso del Gooch + cenizas de la muestra.

$$ST \text{ (mg/L)} = ((W2 - W1)/25 \text{ mL}) * 10^6$$

$$STV = W2 - W3$$

$$STF = ST - STV$$

$$SST \text{ (mg/L)} = ((W5 - W4)/25 \text{ mL}) * 10^6$$

$$SSV = W5 - W6$$

$$SSF = SST - SSV$$

PROPIEDADES QUÍMICAS – CONSIDERACIONES

DUREZA. MÉTODO TITULOMÉTRICO DE EDTA (APHA, 1985)

PRINCIPIO: Ácido etilendiaminotetraacético y sus sales de sodio (EDTA) forman complejos quelantes solubles cuando se adiciona a una solución acuosa que contenga iones de calcio y magnesio a un pH de 10 ± 1 , la solución se torna color vino. Si el EDTA se adiciona como un titulante, el calcio y el magnesio será complejo, y cuando todo el magnesio y el calcio se haya complejado la solución se tornará de color vino a azul, marcando el final de la titulación. El ion magnesio debe estar presente para tener un satisfactorio punto final. Para asegurar esto, una pequeña cantidad de sal de magnesio complejométricamente neutral de EDTA es adicionada a una solución buffer; éste se introduce suficiente magnesio automáticamente y así se resta la necesidad del blanco.

Material y equipo

- Pipetas volumétricas de 25 mL
- Pipeta graduada de 5 mL
- Bureta graduada de 50 mL
- Soporte universal con pinza y nuez
- Matraces Erlenmeyer de 125 mL



- Vasos de precipitados de 50 mL
- Piseta
- Tiras para determinar pH

Soluciones y reactivos

- ☆ Negro de eriocromo T.
- ☆ Murexida
- ☆ EDTA 0.01 M.
- ☆ Solución para determinación de Ca^{+2} , NaOH 0.1N
- ☆ Solución amortiguadora de $\text{NH}_4\text{Cl}/\text{NH}_4\text{OH}$ pH=10

PROCEDIMIENTO

- Se agregaron 25 mL de agua destilada a cada matraz.
- Se agregó 1 mL de solución de hidróxido de sodio 1.0 M para dureza de calcio.
- Se agregaron unos miligramos de indicador en polvo Murexida.
- Se procedió a valorar con una solución de EDTA a 0.01 M hasta el vire de la muestra.



Figura 19 Muestras para determinación de dureza de calcio



Figura 20 Vire de las muestras de rosa a violeta



- Se hicieron alícuotas de 25 mL de agua sin tratamiento (A.R.C), 25 mL de agua clarificada con quitosán y 25 mL de agua clarificada con sulfato de aluminio, en matraces Erlenmeyer de 125 mL (Cada ensayo por triplicado).
- Se agregaron 25 mL de agua destilada a cada matraz.
- Se agregaron 2 mL de solución amortiguadora para dureza total (de $\text{NH}_4\text{Cl}/\text{NH}_4\text{OH}$, $\text{pH}=10$).
- Se agregó una pizca del indicador en polvo negro de eriocromo T y se procedió a titular con la solución de EDTA a 0.01 M.



Figura 21 Muestras de agua residual a analizar



Figura 22 Titulación de las muestras con EDTA 0.01M



Figura 23 Viraje de color en la titulación



ALCALINIDAD

La alcalinidad del agua es su capacidad de neutralizar la acidez. Es la suma de todas las bases titulables. La medida puede variar significativamente con el pH usado. La alcalinidad es una medida de la propiedad de agregación del agua y puede ser interpretada en términos de sustancias específicas solo cuando la composición química de la muestra se conoce.

La alcalinidad es importante en muchos usos para el tratamiento de aguas naturales y aguas residuales. Porque la alcalinidad de muchas aguas superficiales es primeramente la función del carbonato, bicarbonato y contenido de hidróxidos, estos son tomados como indicador de la concentración de esos constituyentes. Esta se expresa en carbonato de calcio, en miligramos por litro (APHA, 1985).

Material y equipo

- Pipetas volumétricas de 25 ml
- Pipeta graduada de 5 ml
- Bureta graduada de 50 ml
- Soporte universal con pinza y nuez
- Matraces Erlenmeyer de 125 ml
- Vasos de precipitados de 50 ml
- Piseta
- Tiras para determinar pH

Soluciones y reactivos

- ☆ Fenolftaleína
- ☆ Acido sulfúrico 0.02 N.
- ☆ Anaranjado de metilo.

PROCEDIMIENTO

- Se pusieron muestras de 25 ml de agua sin tratamiento (A.R.C), 25 ml de agua clarificada con quitosán (A.C.QN) y 25 ml de agua clarificada con sulfato de aluminio (A.C.SA), en matraces Erlenmeyer de 125 ml. (Cada ensayo por triplicado).
- Se agregaron 25 ml de agua destilada a cada matraz.
- Se agregaron unas gotas de fenolftaleína en cada matraz.
- Se procedió a titular con ácido sulfúrico a 0.02 N, hasta que desapareció el color.

Como al agregar las gotas del indicador fenolftaleína no se observó ningún cambio en la coloración de la muestra (de incoloro a rosa), se procedió a la titulación utilizando el naranja de metilo.

- A las mismas muestras, se les añadieron unas gotas del indicador naranja de metilo y se observó un cambio en su coloración de incolora a amarillo, lo cual nos indica la presencia de iones en las muestras de aguas; por lo que se procedió a titular con el ácido sulfúrico dando los siguientes datos:



Figura 24 Viraje de las muestras

CONDUCTIVIDAD ELÉCTRICA

Se procedió a determinar la conductividad eléctrica utilizando el puente de Wheatstone modelo 31 marca Conductivity Bridge, para lo cual, se llevarán a cabo los siguientes pasos:

Enjuagar perfectamente el tubo capilar del aparato con agua destilada e introducir en la muestra de agua de manera que se cubra la parte angosta del tubo,

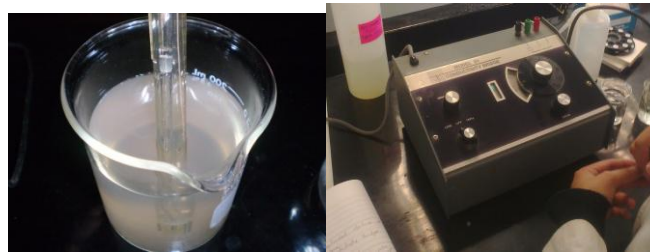


Figura 25 Determinación de conductividad eléctrica con el puente de Wheatstone

Se procede con lo siguiente:

- I. Poner el aparato en mínima sensibilidad girando la perilla hacia la izquierda.
- II. Poner a máxima sombra con la ayuda del interruptor (Escala negra) y no volver a mover.
- III. Con la perilla Drive, buscar la máxima sombra.
- IV. Buscar la máxima sensibilidad girando la perilla hacia la derecha.
- V. Leer la aguja indicadora y multiplicar el valor por la escala de la celda y multiplicar por el valor de la constante K del electrodo (1/cm).
- VI. Regresar a mínima sensibilidad girando hacia la izquierda.
- VII. Reportar el valor en micromhos/cm.

GRASAS Y ACEITES

Las grasas y aceites que son arrojadas a las aguas residuales o los efluentes tratados pueden crear películas en la superficie y depósitos de borde de playa que llevan a la degradación del ambiente.

Es útil conocer la concentración de grasas y aceites contenida en las aguas contaminadas, para decidir el tipo de diseño de sistemas de tratamiento, ya que si se presentan en cantidades excesivas, pueden interferir



con los procesos biológicos aerobios y anaerobios reduciendo la eficiencia del tratamiento de las aguas residuales.

En la determinación de aceites y grasas no se mide una cantidad absoluta de una sustancia específica, más bien se determina cuantitativamente grupos de sustancias, con características físicas similares, sobre la base de su solubilidad común en un disolvente orgánico dado (APHA, 1985).

Material y equipo

- Embudo de separación
- Parrilla eléctrica
- Triángulo de porcelana
- Embudo
- Vaso de precipitado de 500 mL
- Propipeta
- Pipeta graduada de 10 mL
- Probeta graduada de 100 mL
- Vaso de precipitado de 100 mL
- Estufa
- Desecador

Soluciones y reactivos

- ☆ Ácido clorhídrico (HCl)1+1
- ☆ Triclorotrifluoroetano ó benceno.
- ☆ Sulfato de sodio (Na_2SO_4), cristal anhidro

PROCEDIMIENTO

1. Poner a peso constante un vaso de precipitado de 100 mL.
2. Acidificar a pH 2, mediante el uso de HCl, 250 mL de agua residual. Pasarla a un embudo de separación.
3. Aclarar con cuidado el recipiente que contenía la muestra con 20 mL de Benceno.
4. Añadir al embudo de separación, la muestra acidificada y los 20 mL del Benceno. Agitar vigorosamente durante 2 min, hasta que se presenten dos fases (orgánica e inorgánica)... Primer lavado.
5. Separar las fases del embudo, sacando en primera instancia la fase inorgánica y posteriormente la orgánica que se ha de ir colectando en el vaso de precipitado sometido previamente a peso constante.
6. Introducir nuevamente la fase inorgánica al embudo de separación y adicionar un volumen de 20 mL de disolvente; agitar y separar la fase inorgánica y la orgánica, (segundo lavado).
7. Realizar un último lavado de la fase orgánica recolectada, agregando 20 mL más de Benceno (tercer lavado).



- La fase orgánica (acumulada a lo largo de los 3 lavados), que contiene básicamente grasas y Benceno, ha de someterse a evaporación en una parrilla, dentro de la campana de extracción hasta que se evapore el disolvente y quede un residuo sin que se quemé.
- Introducir al desecador durante media hora y pesar en miligramos.
- El cambio de peso registrado en el vaso en que se colectó la fase orgánica y que después se sometió a evaporación y desecación; menos su peso en un inicio, representa el contenido de grasas y aceites contenidos en un volumen de 250 mL de agua.

Cálculos:

$$\text{Grasas y aceites mg/L} = \frac{(W2 - W1) \times 1000}{\text{vol. muestra (L)}}$$

W1 = peso inicial del vaso de precipitado (sometido a peso constante) = [mg].

W2 = peso del vaso de precipitado (después de haber evaporado la fase orgánica) = [mg].

OXÍGENO DISUELTO (OD)

Un procedimiento de uso frecuente para determinar la concentración de OD es el método Winkler modificado con azida de sodio (NaN_3). En este procedimiento, el OD se reduce por presencia de Mn^{2+} a pH elevado. Donde el $\text{MnO}_{2(s)}$ es un precipitado café.

Material y equipo

- Pipetas graduadas de 2 mL
- Matraz Erlenmeyer de 125 mL
- Probeta de 100 mL
- Bureta de 50 mL
- Soporte universal con pinzas y nuez
- Vaso de pp. De 50 mL
- Frascos Winkler de 300 mL
- Perilla

Reactivos

- ☆ Solución de almidón 0.5%
- ☆ Solución de sulfato de manganeso ($\text{MnSO}_4 \cdot 2\text{H}_2\text{O}$) al 40%
- ☆ Solución de Alkali-Yoduro
- ☆ Acido sulfúrico concentrado (H_2SO_4).
- ☆ Solución de tiosulfato de sodio ($\text{Na}_2\text{S}_2\text{O}_3$) valorado de concentración 0.025 N.

PROCEDIMIENTO

- Se llenaron tres frascos Winkler hasta el borde con las muestras de agua a analizar, cuidando de no dejar aire dentro, un frasco con agua residual cruda, uno con agua tratada con quitosán, uno con



agua tratada con sulfato de aluminio y uno con agua potable tomada de la red del laboratorio de biotecnología.

2. Cada frasco se tapó y se dejó que se desbordara (Se ladeaban para escurrir el sobrenadante).
3. Se retiró el tapón y se agregaron 3 mL de sulfato de manganeso dejando resbalar lentamente por las paredes del frasco, para evitar la introducción de aire.



Figura 26 Frascos Winkler con las muestras para determinación de OD

4. Se agregaron 2 ml de álcali yoduro modificado con azida de sodio.



Figura 27 Adición de la solución de Sulfato de manganeso y álcali yoduro

5. Se agregaron 2 ml de ácido sulfúrico concentrado y se agitó la muestra. (Un tono café indicó la presencia de oxígeno, dependiendo de la intensidad es la cantidad y se continuó con el análisis).



Figura 28 Adición de ácido sulfúrico concentrado a las muestras

6. Se tomaron 100 mL de cada uno de los frascos Winkler para titular con una solución de tiosulfato de sodio ($\text{Na}_2\text{S}_2\text{O}_3$ 0.025 N) , usando como indicador unas gotas de almidón (cambia de amarillo a transparente).



Figura 29 Titulación de las muestras de A.R



Figura 30 Titulación de las muestras de A.P

Cálculos:

$$\text{OD (mg O}_2\text{/L)} = \frac{N (\text{Na}_2\text{S}_2\text{O}_3) \times V (\text{Na}_2\text{S}_2\text{O}_3) \times 8000}{\text{vol. (muestra)}}$$



DEMANDA BIOQUÍMICA DE OXÍGENO (DBO)

La demanda bioquímica de oxígeno es una prueba de gran valor en el análisis de los efluentes de aguas negras o muy contaminadas. En los procesos naturales de purificación de ríos y corrientes, las aguas negras y otras sustancias orgánicas se oxidan debido a la acción bacteriana, utilizando el oxígeno disuelto del agua. En esta forma, las aguas negras que penetran en una corriente eliminan el oxígeno disuelto, cuando la contaminación es excesiva, dará como resultado la destrucción de la vida vegetal y animal. La DBO es la única prueba que indica directamente la cantidad de oxígeno que consumirán los procesos naturales para estabilizar la materia orgánica (APHA, 1985).

Material y equipo

- Frascos Winkler de 300ml
- Pipeta volumétrica
- Soporte universal con pinza y nuez
- Estufa
- Bureta de 50 ml
- Matraz Erlenmeyer de 125 ml
- Pipeta graduada de 2 ml
- Probeta de 100 ml
- Vaso de pp. De 50 ml

Reactivos

- ☆ Solución de $\text{MnSO}_4 \cdot 2\text{H}_2\text{O}$ al 40%
- ☆ Solución de almidón al 0.5%
- ☆ Solución Amortiguadora de fosfato de amonio de pH 7.2
- ☆ Solución de CaCl_2 al 2.75%
- ☆ Solución de $\text{MgSO}_4 \cdot 7\text{H}_2\text{O}$ al 2.25%
- ☆ Solución de FeCl_3 al 0.025%
- ☆ Solución de $\text{Na}_2\text{S}_2\text{O}_3$ 0.025 N
- ☆ Ácido sulfúrico concentrado

PROCEDIMIENTO

1. Hacer las diluciones de la muestra en frascos de Winkler de acuerdo a la calidad del agua residual (OD).

Tabla 15 Calidad del agua de acuerdo a su contenido de O.D (APHA, 1985)

TIPO DE AGUA	OXIGENO DISUELTO	DILUCIÓN
Aguas industriales fuertes	OD = 0	0.0 – 1%
Aguas residuales depuradas y brutas	1 < OD < 3	1 – 5 %
Efluente tratado biológicamente	3 < OD < 5	5 – 25 %
Aguas fluviales contaminadas	OD > 7	25 – 100%



Figura 31 Rellenado de los frascos Winkler con solución nutritiva para DBO

1. Una vez que se tuvieron los frascos con las diluciones requeridas de acuerdo al O.D, se agitaron y se les colocó un tapón de agua, con la finalidad de evitar la introducción de oxígeno del ambiente a los frascos.



Figura 32 Colocación del tapón de agua en cada uno de los frascos Winkler

2. Los frascos con las diluciones de la muestra y un blanco se metieron a una estufa modelo 30 GC, marca Lab Oven, a una temperatura de 20°C durante 5 días.



Figura 33 Introducción de los frascos en la estufa para su incubación

3. Después del tiempo transcurrido se midió el O.D. de la siguiente manera:



A cada frasco se les retiró el tapón de agua y se les agregó lo siguiente:

- ❖ 2 ml de solución de $MgSO_4 \cdot 7H_2O$ al 2.25%, se colocó el tapón, se retiró el sobrenadante y se agitó hasta mezclar completamente.



Figura 34 Adición del sulfuro manganesos a cada una de las muestras de A.R

- ❖ Se agregaron 2 ml de álcali-yoduro y se agitó cada frasco.



Figura 35 Adición del álcali-yoduro a cada una de las muestras

- ❖ Se agregaron 2 ml de ácido sulfúrico concentrado y se agitó cada frasco.



Figura 36 Adición del ácido sulfúrico concentrado

Ya que se observó la coloración amarillenta en cada uno de los frascos, se procedió a añadir 6 gotas de almidón como indicador en alícuotas de 100 ml cada una:



Figura 37 Adición del almidón como indicador

Ya que se tuvieron las muestras con el indicador de almidón, se procedió a titular con solución de sulfito de sodio ($\text{Na}_2\text{S}_2\text{O}_3$ al 0.025 N) y se obtuvo lo siguiente:

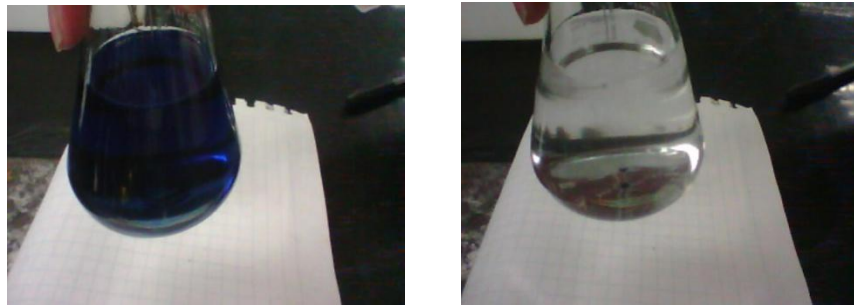


Figura 38 Vire de color al titular las muestras

Cálculos:

Muestra que reduce $\frac{1}{2}$ el OD del blanco de cinco días.

$$\text{DBO5} \left(\frac{\text{mg}}{\text{L}} \right) = \frac{\text{OD inicial} - \text{OD final}}{f}$$

DEMANDA QUÍMICA DE OXÍGENO

La demanda química de oxígeno (DQO), proporciona la medida del oxígeno que es equivalente a la proporción de la muestra orgánica presente en una muestra de agua, capaz de oxidarse por procedimientos químicos oxidantes fuertes.

Esta prueba está basada en la oxidación en condiciones químicas severas en donde el oxidante utilizado (ion dicromato $\text{Cr}_2\text{O}_7^{2-}$), para oxidar la materia orgánica en la muestra, se expresa como equivalente de oxígeno.

Esta prueba es capaz de oxidar la mayoría de las sustancias orgánicas hasta un nivel entre 95% y 100%, sin embargo, algunas resisten a este tipo de oxidación como son el benceno, el tolueno y la piridina (APHA, 1985).



Método de reflujo cerrado con aparato Hash.

Las sustancias orgánicas e inorgánicas presentes en la muestra, se oxidan con una solución sulfúrica caliente de dicromato potásico y sulfato de plata como catalizador. Los cloruros son enmascarados con sulfato de mercurio. A continuación se determina fotométricamente la concentración de los iones $\text{Cr}_2\text{O}_7^{-2}$ amarillos no consumidos o los iones Cr^{+3} verdes.

Material y equipo

- Tubos de digestión de boro-silicato de 10 ml con tapones de rosca.
- Pipeta de 5 ml
- Termorreactor modelo COD Reactor.
- Gradilla
- Espectrofotómetro modelo Spectronic 20 genesys.
- Celdas

Reactivos

- ☆ Solución catalítica de H_2SO_4 concentrada y Ag_2SO_4
- ☆ Solución de digestión de $\text{K}_2\text{Cr}_2\text{O}_7$ 0.035 M

PROCEDIMIENTO

1. En tubos de digestión (exentos de impurezas) poner 3 ml de agua residual cruda, agua tratada con quitosán y agua tratada con sulfato de aluminio (previamente homogeneizadas). Preparar un blanco de reactivos con agua destilada.



Figura 39 Adición de soluciones catalíticas a las muestras de A.R

2. Se agregaron 0.3 ml de solución de digestión y se vertieron cuidadosamente por la pared interna de cada tubo 2.85 ml de solución catalítica inclinándolos ligeramente. Se cerraron, apretando bien el tapón de cada uno de los tubos.
3. Se mezclaron por completo, invirtiendo varias veces los tubos de digestión, antes de aplicar calor para evitar el calentamiento local del fondo del tubo y tener así una posible reacción explosiva.
4. Una vez mezclados, se colocaron los tubos Hach en el termorreactor, para su digestión durante una hora a 150 °C.

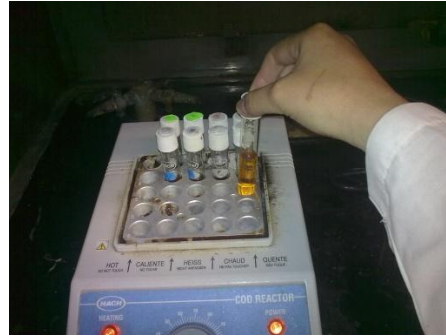


Figura 40 Colocación de las muestras en el termorreactor

5. Una vez transcurrida la hora, se abrió con cuidado cada uno de los tubos Hach para liberar los vapores de las muestras, y se disminuyó la temperatura de los tubos colocándolos bajo el chorro de agua corriente.
6. Una vez que estuvieron frías las muestras, se colocó una muestra en las celdas para espectrofotómetro.

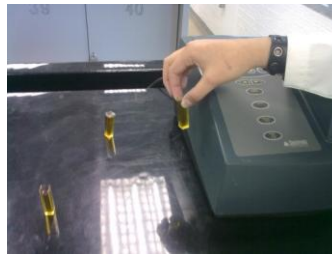


Figura 41 Colocación de las muestras en las celdas de espectrofotómetro

7. Se colocaron las celdas con muestra dentro del espectrofotómetro calibrado con agua destilada previamente, y se leyó la absorbancia de las muestras a una longitud de onda de 604 nm.



Figura 42 Espectrofotómetro

Se tomaron los datos de absorbancia para cada tipo de muestra y se concentraron en una tabla para su posterior uso.



Determinación de cloruros (APHA, 1985)

Los cloruros son unas de las sales que están presentes en mayor cantidad en todas las fuentes de abastecimiento de agua y de drenaje. El sabor salado del agua, producido por los cloruros, es variable y dependiente de la composición química del agua; cuando el cloruro está en forma de cloruro de sodio, el sabor salado es detectable a una concentración de 250 ppm de NaCl. Cuando el cloruro está presente como una sal de calcio o de magnesio, el típico sabor salado de los cloruros puede estar ausente, aun en concentraciones de 1000 ppm. Los cloruros son aniones que generalmente se encuentran contenidos en las aguas naturales. La magnitud de su concentración es muy variable. Los cloruros son muy fácilmente solubles, no participan en los procesos biológicos, no desempeñan ningún papel en los fenómenos de descomposición y no sufren modificaciones.

Cuando se comprueba que hay un incremento del porcentaje de cloruros, hay que pensar que hay contaminación por parte de los seres humanos.

Un alto contenido de cloruros en el agua para uso industrial, puede causar la corrosión en las tuberías metálicas y en las estructuras. La máxima concentración permisible de cloruros en el agua potable es de 250 ppm; valor que se estableció mas por razones de sabor que por razones sanitarias.

Material y equipo

- ☆ Matraz Erlenmeyer de 125 ml
- ☆ Matraz Erlenmeyer de 300 ml
- ☆ Bureta de 25 ml
- ☆ Probeta de 250 ml
- ☆ Vaso de precipitados de 50 ml
- ☆ Pipeta graduada de 1 ml
- ☆ Pipeta graduada de 5 ml
- ☆ Piseta
- ☆ Gotero
- ☆ Soporte universal con pinza de tres dedos y nuez.
- ☆ Espátula.
- ☆ Agitador de vidrio.

Soluciones y reactivos

- Solución de hidróxido de sodio (NaOH) 0.1 N.
- Solución de nitrato de plata (AgNO_3) 0.0141N.
- Indicador de dicromato de potasio (K_2CrO_4) al 10%.
- Solución de tiosulfato de sodio ($\text{Na}_2\text{S}_2\text{O}_3$) al 0.01N.
- Ácido acético glacial concentrado.
- Solución indicadora de almidón.
- Yoduro de potasio (KI) en cristales.
- Agua destilada.
- Agua residual.



PROCEDIMIENTO:

1. Se colocaron 50 ml de muestras de agua potable, agua residual cruda, agua tratada con quitosán, agua tratada con sulfato de aluminio y un blanco por separado en matraces Erlenmeyer de 125 ml.



Figura 43 Colocación de las muestras en matraces Erlenmeyer de 250 mL

2. Se revisó que el pH se encontrara entre 8 y 10. De no haber sido así, se ajustó con solución de NaOH 0.1 N gota a gota.
3. Se agregaron 0.5 mL o 4 gotas de dicromato de potasio al 10%.
4. Se procedió a titular con una solución de nitrato de plata de Nitrato de plata 0.0141N hasta que observó el vire de amarillo a naranja ladrillo. (El gasto de blanco es de 0.2 a 0.3 mL, APHA y AWWA, 1992).



Figura 44 Viraje de la titulación

Cálculos

Determinación de cloruros

$$\text{mg Cl}^-/\text{L} = \frac{[(A - B) * N * 35450]}{\text{ml de muestra}} \quad \text{donde:}$$

Volumen de A = mL gastados de nitrato de plata para la muestra.

Volumen de B = mL gastados de nitrato de plata para el blanco.

N= normalidad de nitrato de plata



PRUEBAS MICROBIOLÓGICAS – CONSIDERACIONES

DETERMINACIÓN DE COLIFORMES TOTALES, FECALES Y *E.coli*

Para la determinación de estos parámetros, se utilizó como referencia la Norma Mexicana AA-042.1987, con la finalidad de establecer el número más probable de los microorganismos presentes en el agua residual del taller de lácteos a las cuales se pretende hacer dicho análisis microbiológico.

Tomando en cuenta que se podría facilitar el uso de placas con preparación necesaria para la confirmación de la presencia de estos microorganismos en las muestras de agua residual, se decidió utilizar la solución de Ringer (NMx-042, 1987) como medio de dilución y las placas Petrifilm para recuento de Coliformes y *E.coli* marca 3M, adquiridas en el laboratorio de Biotecnología.

Para la determinación de estos parámetros se utilizó un método rápido de detección de microorganismos, ya que este método permitió un análisis de organismos coliformes y termotolerantes en un menor tiempo y utilizando la menor cantidad de material y reactivos en comparación con el método de número más probable propuesto por la NMx-042 en la que se basó este estudio.

Las placas petrifilm para detección de coliformes totales, fecales y *E. coli*, contienen nutrientes de bilis rojo violeta (VRB), un agente gelificante soluble en agua fría (goma guar), un indicador de actividad de glucoronidasa (para la detección de *E. coli* que tiñe de azul en presencia de este microorganismo) y otro que es trifeniltetrazoilo (para detección de coliformes por la degradación de la lactosa presente y que es característica de este tipo de microorganismos).

- ☆ Para la detección de coliformes totales se utilizó una temperatura de incubación de 35 ± 1 °C durante 24 horas.
- ☆ Para la detección de *E.coli*, se utilizó una temperatura de incubación de 35 ± 1 °C durante 48 horas.
- ☆ Para la detección de coliformes fecales, se utilizó una temperatura de incubación de 44.5 ± 1 °C por 48 horas.

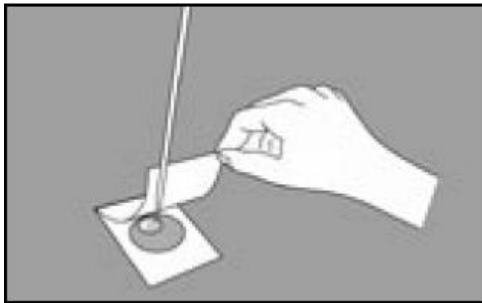
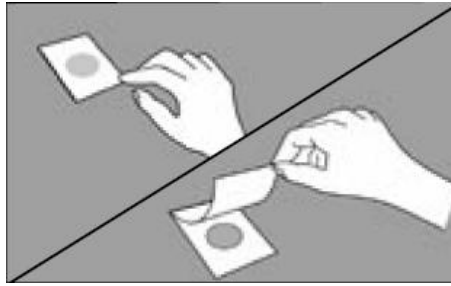
Para proceder al sembrado de las muestras en las petrifilm del agua residual cruda, se decidió que se haría una dilución de 1:1000 debido a que se observaba una cantidad considerable de materia fecal proveniente de los establos y lugar de ordeña del taller de lácteos, para lo cual, se utilizó el agua de dilución contenida en la norma mexicana 042, conocida como solución de Ringer (Ver anexo 7), la siembra en las petrifilm tanto del agua tratada con quitosán y sulfato de aluminio se hizo de manera directa respectivamente.

Recomendaciones de uso de las Placas Petrifilm™ para el Recuento de *E. coli* / Coliformes como método rápido de detección de microorganismos en muestras de laboratorio.

Inoculación

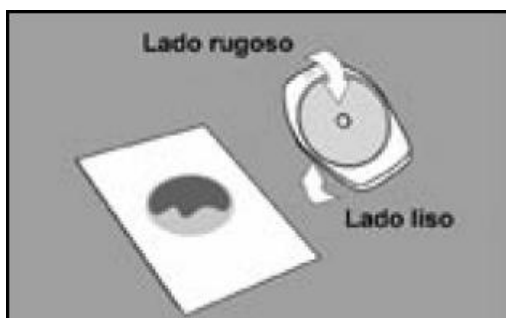
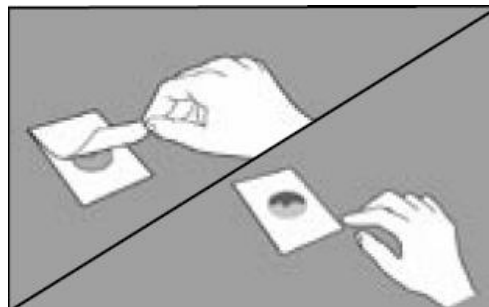


1. Coloque la Placa Petrifilm en una superficie plana y nivelada. Levante la película superior.



2. Con la Pipeta Electrónica 3MTM, o una pipeta equivalente perpendicular a la Placa Petrifilm, coloque 1 ml de la muestra en el centro de la película inferior.

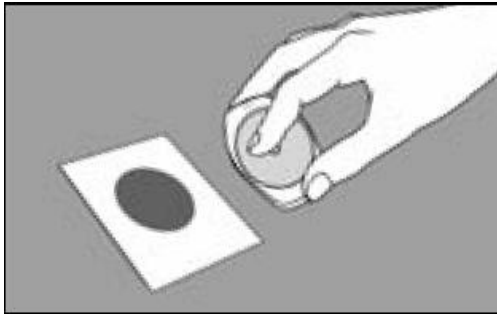
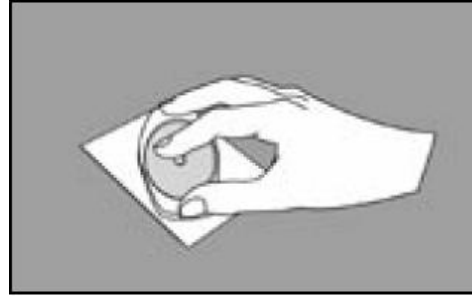
3. Baje con cuidado la película superior para evitar que atrape burbujas de aire. No la deje caer.



4. Con el lado liso hacia abajo, coloque el dispensador en la película superior sobre el inóculo.



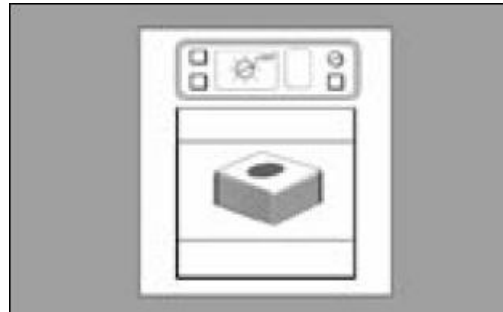
5. Presione suavemente el dispersor para distribuir el inóculo sobre el área circular. No gire Ni deslice el dispersor.



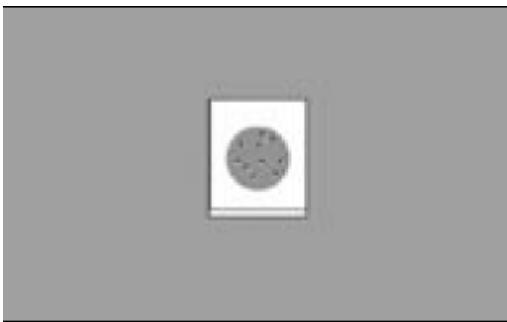
6. Levante el dispersor. Espere, por lo menos un minuto, a que solidifique el gel.

Incubación

Incube las placas cara arriba en grupos de no más de 20 piezas. Puede ser necesario humectar el ambiente de la incubadora con un pequeño recipiente con agua estéril, para minimizar la pérdida de humedad.



Interpretación



Las Placas Petrifilm pueden ser contadas en un contador de colonias estándar u otro tipo de lupa con luz. Consulte la Guía de Interpretación para leer los resultados.

Las colonias pueden ser aisladas para su posterior identificación. Levante la película superior y tome la colonia del gel.



Almacenamiento

1. Almacene los paquetes cerrados a una temperatura ≤ 8 °C (≤ 46 °F). Las placas deben usarse antes de su fecha de caducidad. En áreas de alta humedad, donde la condensación puede ser un inconveniente, es recomendable que los paquetes se atemperen al ambiente del lugar de trabajo antes de abrirlos.

Las Placas Petrifilm tienen un tiempo de vida útil de 18 meses desde su fecha de elaboración. Observe la fecha de caducidad en la parte superior de la placa.

2. Para cerrar un paquete abierto, doble el extremo y séllelo con cinta adhesiva para evitar el ingreso de humedad y, por lo tanto, la alteración de las placas.
3. Mantenga los paquetes cerrados (según se indica en el punto 2) a temperatura ≤ 25 °C (≤ 77 °F) y una humedad relativa $\leq 50\%$.

No refrigere los paquetes que ya hayan sido abiertos. Utilice las Placas Petrifilm máximo un mes después de abierto el paquete.



CAPÍTULO III. RESULTADOS Y ANÁLISIS DE RESULTADOS

En este capítulo, los resultados experimentales de cada técnica de análisis serán discutidos. En general, los resultados experimentales demuestran que el quitosán tiene la capacidad para ser utilizado como agente coagulante en el tratamiento de aguas residuales de la industria láctea, debido a que, en comparación con el agente químico, que se utiliza de manera cotidiana en tal tratamiento, demuestra una similitud en cada uno de los parámetros medidos, tomando en cuenta que el quitosán utilizado tenía una concentración menor a la del sulfato de aluminio.

PESO MOLECULAR DEL QUITOSÁN UTILIZADO EN LA EXPERIMENTACIÓN

Se procedió a determinar este parámetro para caracterizar el quitosán que se obtuvo en el laboratorio, teniendo los siguientes valores que se muestran en la tabla 16:

Tabla 16 Tiempos medidos en viscosímetro de Ostwald de las diferentes concentraciones en solución

		CONCENTRACIONES DE SOLUCIONES DE QN + BUFFER DE ACETATO.										
medición	buffer	0.01	0.02	0.03	0.05	0.06	0.1	0.12	0.14	0.16	0.18	0.2
1	1,16,8	1.35.6	1.47.7	1.55.5	2.18.1	3.6.2	4.30.3	5.5.2	5.29.0	6.30.3	8.23.0	8.29.3
2	1,16,0	1.35.3	1.49.9	1.56.9	2.20.0	3.7.7	4.25.0	5.6.2	5.27.1	6.30.6	8.23.7	8.27.5
3	1,16,0	1.35.4	1.49.1	1.56.9	2.19.6	3.5.5	4.25.3	5.5.9	5.26.6	6.30.0	8.20.3	8.26.2
4	1,16,0	1.29.6	1.49.0	1.56.5	2.19.6	3.5.3	4.32.0	5.5.2	5.25.5	6.30.0	8.19.0	8.26.0
Promedio	1,16,2	1.33.9	1.48.9	1.56.4	2.19.3	3.6.1	4.28.1	5.5.6	5.27.0	6.30.2	8.21.5	8.27.2
Segundos	76.2	93.9	108.9	116.4	139.3	186.1	268.1	305.6	327	390.2	501.5	507.2
	n relativa	1.2323	1.4291	1.5276	1.8281	2.4423	3.5184	4.0105	4.2913	5.1207	6.5814	6.6562
	n específica	0.2323	0.4291	0.5276	0.8281	1.4423	2.5184	3.0105	3.2913	4.1207	5.5814	5.6562
	n reducida	23.2283	21.4567	17.5853	16.5617	24.0376	25.1837	25.0875	23.5096	25.7546	31.0076	28.2808

Una vez que se llevó a cabo el procedimiento descrito en el capítulo II para esta prueba, se obtuvo la viscosidad relativa (μ_{rel}), la viscosidad específica (μ_{esp}) y la viscosidad reducida (μ_{red}).

Tabla 17 Parámetros promedio para la obtención viscosidad intrínseca por método gráfico

Concentración de la solución	Viscosidad reducida (μ_{red}).
0.01	23.2283
0.02	21.4567
0.06	24.0376
0.1	25.1837
0.12	25.0875
0.16	25.7546
0.2	28.2808



En seguida se graficó la viscosidad reducida contra la concentración para obtener extrapolando a cero la viscosidad intrínseca.

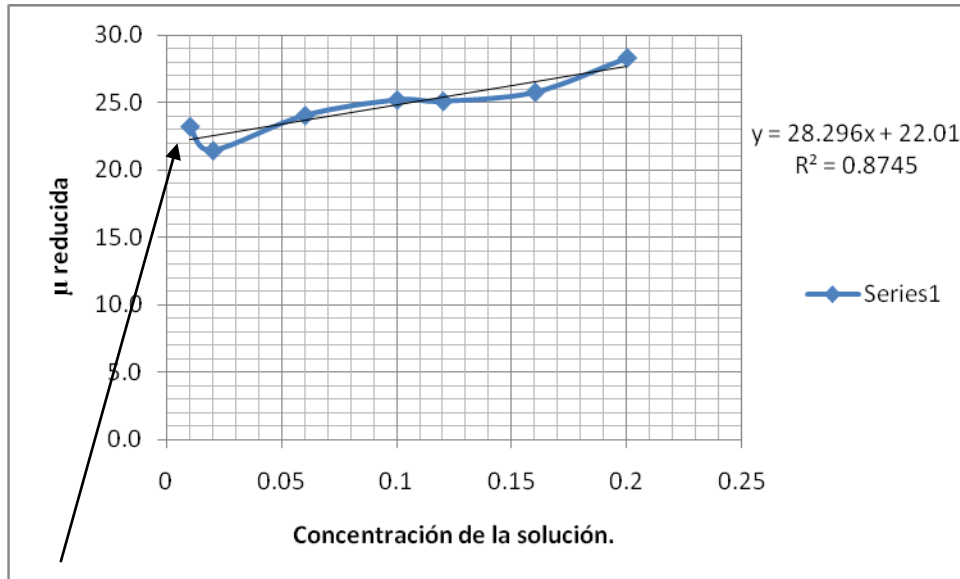


Figura 45 Gráfica de concentración de solución de quitosán vs viscosidad reducida

Para conocer la μ intrínseca, se extrapoló a concentración de cero y se tiene que ese valor es de 22, por lo que es sustituido este valor en la ecuación de Mark-Houwink-Sakurada para obtener el peso molecular viscosimétrico.

$$[\eta] = k Mv^a$$

Utilizando los valores de a y K para la solución de acetato se tiene que:

- ☆ $k=0.076$
- ☆ $a=0.76$
- ☆ $A=22.01$

$$M_v = \frac{10^{\frac{\log[\eta] - \log k}{a}}}{10^{\frac{\log[22] - \log[0.076 d/L]}{.76}}}$$

$$M_v = 1734.6785 \text{ kDa.}$$

El valor de M_v indica que el quitosán es de peso molecular viscoso medio, reflejando que las condiciones de reacción durante la obtención del polímero son las adecuadas, lo cual se corrobora mediante los resultados obtenidos para el grado de desacetilación (Araki, 1992).



GRADO DE DESACETILACIÓN.

De acuerdo a la titulación pH-métrica de la solución de quitosán, se obtuvieron los siguientes resultados:

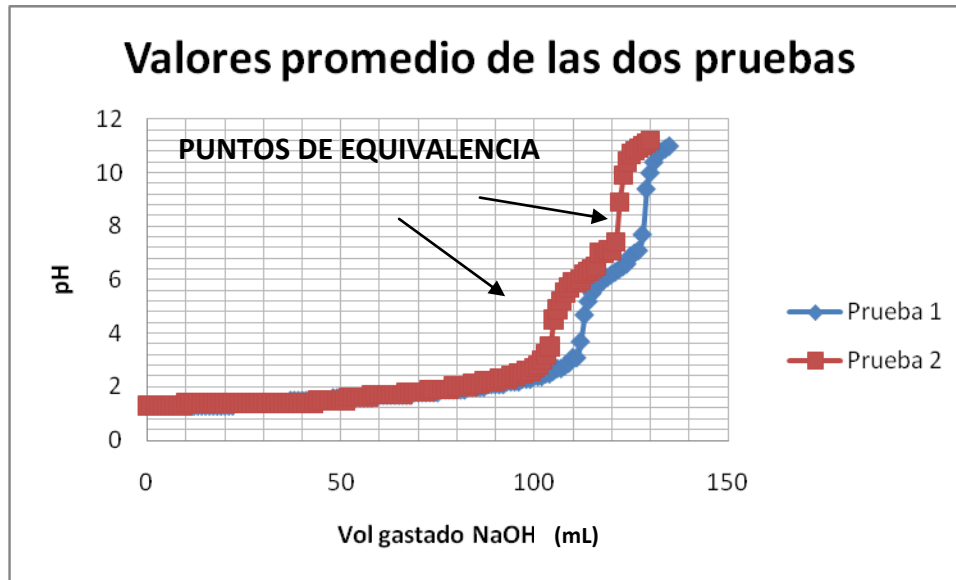


Figura 46 Gráfico que muestra los puntos de equivalencia de ambas pruebas

Tomando los puntos de equivalencia, se tiene lo siguiente:

Tabla 18 Grado de desacetilación del quitosán utilizado en la experimentación corrida 1

Punto de equivalencia 1	93	
Punto de equivalencia 2	126	
Vol Prom	$126-93/2$	16.5
Vol gastado	$16.5/1000$	0.0165
Meq	$.3/(.1*0.0165)$	181.81
%DA	$203 / (181.81+42)*100$	90.69

En la segunda prueba se tiene lo siguiente:

Tabla 19 Grado de desacetilación del quitosán utilizado en la experimentación corrida 2.

Punto de equivalencia 1	91	
Punto de equivalencia 2	125	
Vol Prom	$125-91/2$	17
Vol gastado	$17/1000$	0.017
Meq	$.3/(.1*0.017)$	176.47
%DA	$203/(176.47+42)*100$	92.91

Por lo que el grado de desacetilación promedio del quitosán obtenido en el laboratorio es de:

$$\%D.A \text{ prom} = 90.69 + 92.91 / 2 = 91.8 \%$$



Prueba de jarras

Al aplicar el quitosán y el sulfato de aluminio en diez muestras de agua residual para ambos agentes y al determinar la turbidez de cada una de éstas, se obtuvo lo siguiente:

Tabla 20 Prueba de jarras para quitosán y sulfato de aluminio

MUESTRA	DOSIS DE COAGULANTE APLICADO (GOTAS)	Turbidez (NFL)	
		QUITOSÁN AL 1% DE CONCENTRACIÓN.	SULFATO DE ALUMINIO AL 10% DE CONCENTRACIÓN.
A	1	2.21	2.3
B	2	1.80	1.9
C	3	0.96	0.90
D	4	0.74	0.76
E	5	0.68	0.69
F	6	0.65	0.50
G	7	0.64	0.55
H	8	0.57	0.62
I	9	0.70	0.69
J	10	1.96	0.67
Agua Residual Cruda	0	52	

Graficando los valores de turbidez con los de la dosis aplicada en cada muestra de agua residual para ambos agentes coagulantes, se tiene lo siguiente:

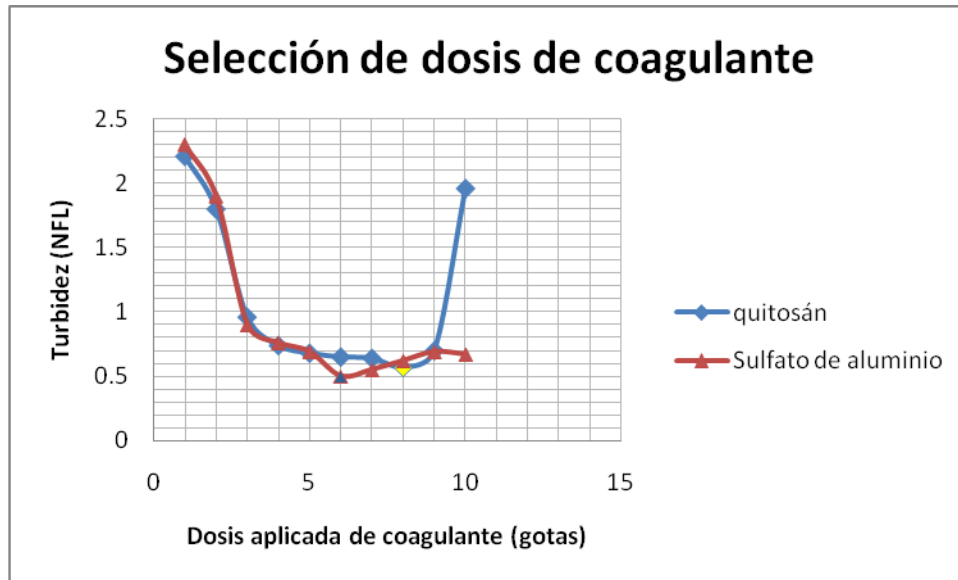


Figura 47 Gráfico de turbidez vs dosis de coagulantes

Tomando en cuenta el valor de la turbidez de cada una de las muestras para ambos agentes, se determinó que la dosis a utilizar tanto de quitosán como de sulfato de aluminio es:

Tabla 21 Dosis óptima de coagulantes a utilizar

TIPO DE AGENTE COAGULANTE	DOSIS ÓPTIMA
Quitosán	8 gotas / 100 mL de muestra
Sulfato de aluminio	6 gotas / 100 mL de muestra

PROPIEDADES FÍSICAS:

Color aparente.

Este parámetro se midió utilizando un aparato de Hellige-Tester, modelo: 611-A. Se procedió a la lectura de las unidades Hazen marcadas en el disco de Hellige, teniendo los siguientes resultados:

Tabla 22 Unidades Hazen de los discos utilizados en el aparato de Hellige

TIPO DE AGUA	DISCO UTILIZADO	UNIDADES NEFELOMÉTRICAS
Residual sin tartar	No. 611-10	100 (Fue necesario hacer dilución al 50% para su lectura).
Residual tratada con quitosán	No. 620-43 Low Varnish	5
Residual tratada con Sulfato de aluminio	No. 620-43 Low Varnish	9



Para el cálculo de las unidades de color (unidades Hazen o Pt) se utilizó la siguiente fórmula:

$$\text{Unidad de color} = \frac{A * 50}{B}, \text{ donde:}$$

A= Color estimado de una muestra diluida.

B= ml de muestra tomados para la dilución.

De acuerdo con la tabla siguiente:

Tabla 23 Unidades de color en una muestra

UNIDADES DE COLOR	REGISTRO MÁS CERCANO
1-50	1
51-100	5
101 – 250	10
251 – 500	20

Para el agua residual sin tratar se hizo dilución al 50%, por lo que la unidad de color quedó:

Unidad de color= 100 * 50/50= 100, por lo que de acuerdo a la tabla 17, se tiene un registro de color 5.

En el caso de las aguas tratadas con el quitosán y con sulfato de aluminio, se tiene un registro de color de 1 en ambos casos.

Color verdadero

Se hicieron tres corridas por cada tipo de muestra de agua, utilizando un espectrofotómetro modelo 35-UV/VIS-Spectrometer con un programa computacional que muestra los resultados como siguen:

Tabla 24 Parámetros para agua residual sin tratamiento

Parámetro	x	Y	z
Σ1	875.679998	879.589996	790.519995
Σ2	875.473999	879.147999	790.127995
Σ3	874.946999	878.329999	789.870997
Promedio	875.3669987	879.022665	790.172996
Factor 1	0.09806	0.1	0.11814
Factor 2	0.09806	0.1	0.11814
Factor 3	0.09806	0.1	0.11814
Promedio	0.09806	0.1	0.11814
Tristimulus value 1	85.8691806	87.9589996	93.3920322
Tristimulus value 2	85.84898034	87.9147999	93.3457213
Tristimulus value 3	85.79730272	87.8329999	93.3153596
Promedio	85.83848789	87.9022665	93.3510377



Trichromatic coefficient 1	0.343971813	0.34550768	0.47333409
Trichromatic coefficient 2	0.344031438	0.34547519	0.47333574
Trichromatic coefficient 3	0.344040929	0.34537117	0.47348671
Promedio	0.344014727	0.34545135	0.47338551

Este valor promedio se utilizó para localizar el color en el diagrama de cromaticidad.

Tabla 25 Parámetros para agua residual tratada con quitosán

Parámetro	x	y	Z
Σ1	970.318997	971.569998	947.564998
Σ2	970.460997	971.747997	947.672999
Σ3	971.172999	972.451999	948.714999
Promedio	970.650998	971.923331	947.984332
Factor 1	0.09806	0.1	0.11814
Factor 2	0.09806	0.1	0.11814
Factor 3	0.09806	0.1	0.11814
Promedio	0.09806	0.1	0.11814
Tristimulus value 1	95.1494809	97.1569998	111.945329
Tristimulus value 2	95.1634054	97.1747997	111.958088
Tristimulus value 3	95.2332243	97.2451999	112.08119
Promedio	95.1820368	97.1923331	111.994869
Trichromatic coefficient 1	0.33581396	0.33624692	0.32793912
Trichromatic coefficient 2	0.33581337	0.33625871	0.32792792
Trichromatic coefficient 3	0.33577415	0.33621635	0.3280095
Promedio	0.33580049	0.33624066	0.32795885

Este valor promedio se graficó en el diagrama de cromaticidad.

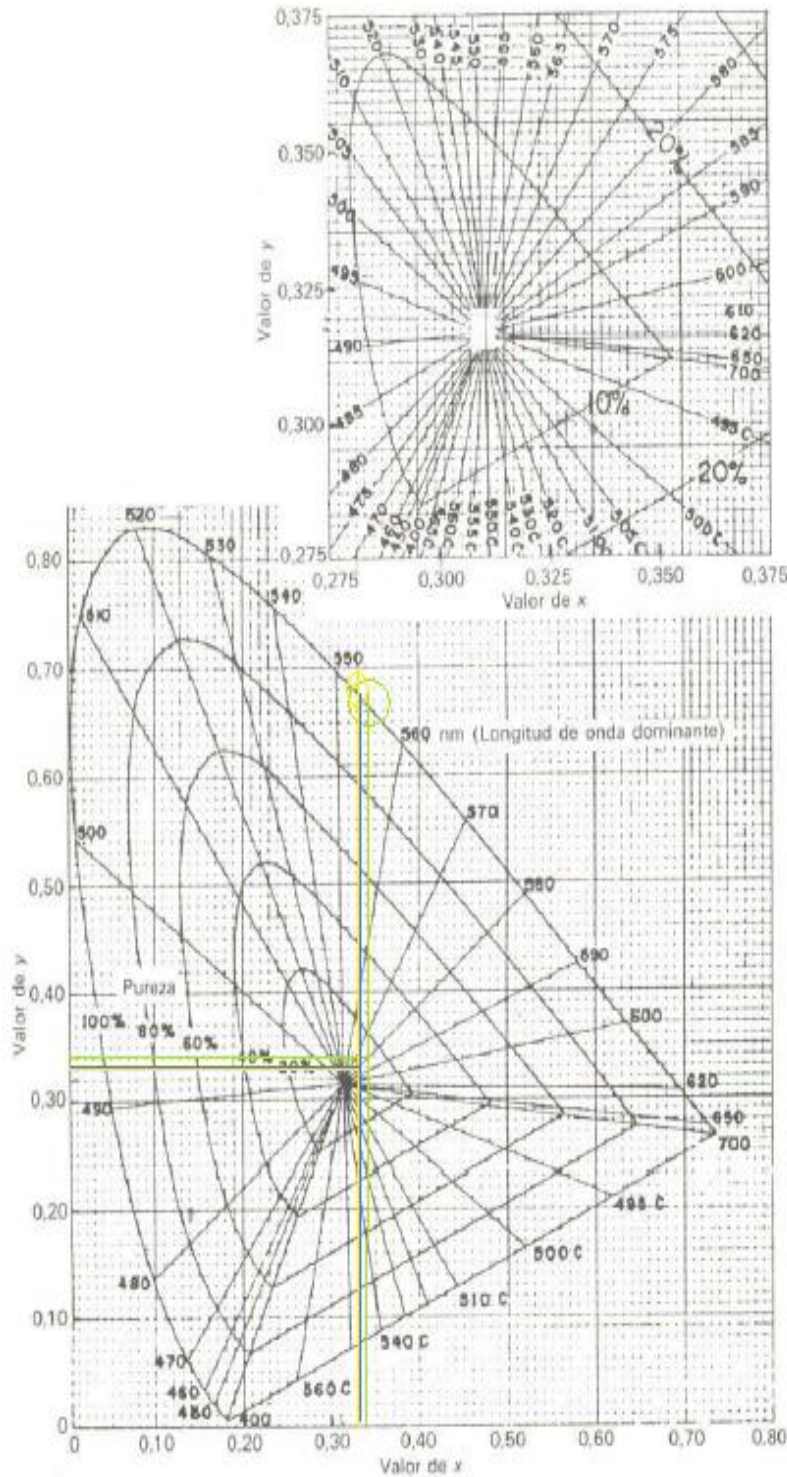
Tabla 26 Para el agua residual tratada con sulfato de aluminio

Parámetro	x	y	Z
Σ1	956.510998	957.451997	930.273998
Σ2	956.376999	957.365999	930.441998
Σ3	956.274998	957.226997	930.299998
Promedio	956.387665	957.348331	930.338665
Factor 1	0.09806	0.1	0.11814
Factor 2	0.09806	0.1	0.11814
Factor 3	0.09806	0.1	0.11814



Promedio	0.09806	0.1	0.11814
Tristimulus value 1	93.7954685	95.7451997	109.90257
Tristimulus value 2	93.7823285	95.7365999	109.922418
Tristimulus value 3	93.7723263	95.7226997	109.905642
Promedio	93.7833744	95.7348331	109.91021
Trichromatic coefficient 1	0.33629792	0.33662877	0.32707331
Trichromatic coefficient 2	0.33625696	0.33660469	0.32713835
Trichromatic coefficient 3	0.33626638	0.33660114	0.32713248
Promedio	0.33627375	0.33661153	0.32711471

Este valor promedio se graficó en el diagrama de cromaticidad, junto con los promedios del agua residual sin tratamiento y la tratada con quitosán, quedando de la siguiente manera:



Long. de onda dominante

- 555 nm
- 553 nm
- 554 nm

x	y	z
Agua sin tratar		
0.344014727	0.345451349	0.473385514
Agua con QN		
0.335800492	0.33624066	0.327958848
Agua con AL		
0.336273754	0.336611532	0.327114713

Para determinar la tonalidad a partir del valor de longitud de onda dominante, se utilizaron los datos de la tabla 27:



Tabla 27 Márgenes de tonalidad de acuerdo a la longitud de onda (APHA, 1985)

Margen de long. De onda (nm)	Matiz
530 -575	Amarillo verdoso
575 -580	Amarillo
580 – 587	Anaranjado amarillento
587 – 598	Naranja

Quedando como resultado un matiz amarillo verdoso ya que se tiene un margen de longitud de onda que va de 530-575 nm para los tres tipos de agua analizada.

Sólidos totales

Después de llevar a cabo la obtención de cada uno de los pesos tanto de la cápsula de porcelana para sólidos totales y del crisol Gooch para sólidos suspendidos totales, se obtuvieron los siguientes datos para cada tipo de muestra analizada por triplicado:

Agua residual cruda

Tabla 28 Pesos obtenidos de la cápsula de porcelana y crisol Gooch + muestra de agua residual cruda

Parámetro obtenido	Muestra 1 (g)	Muestra 2 (g)	Muestra 3 (g)	Promedio
W1	46.449	51.873	56.397	51.573
W2	46.496	51.929	56.459	51.628
W3	46.467	51.894	56.418	51.593
W4	16.020	26.008	11.833	17.953
W5	16.045	26.037	11.851	17.977
W6	16.038	26.030	11.845	17.971

Donde:

W₁= Peso de la cápsula de porcelana a peso constante.

W₂= Peso de la cápsula + muestra seca.

W₃= Peso de la cápsula + cenizas de la muestra

W₄= Peso del Gooch a peso constante.

W₅= Peso del Gooch + muestra seca

W₆= Peso del Gooch + cenizas de la muestra

Cálculos:

Para el cálculo de los sólidos totales (ST), sólidos totales volátiles (STV), sólidos totales fijos (STF), sólidos solubles totales (SST), sólidos solubles volátiles (SSV) y los sólidos solubles fijos (SSF), se tomaron en cuenta los promedios de cada peso (Tabla 28) para el agua residual cruda.

$$ST = (W_2 - W_1 / 25 \text{ ml}) * 10^6 = 51.628\text{g} - 51.573\text{g} / 25 \text{ ml A.R} * 10^6 = 22,000 \text{ mg/L}$$



$$STV = W2 - W3 = 51.628g - 51.593g = 0.035 \text{ mg/L}$$

$$STF = ST - STV = 22,000 \text{ mg/L} - 0.035 \text{ mg/L} = 21,999.965 \text{ mg/L}$$

$$SST = (W5 - W4 / 25 \text{ ml}) * 10^6 = 17.977g - 17.953g/25 \text{ ml} * 10^6 = 9,600 \text{ mg/L}$$

$$SSV = W5 - W6 = 17.977g - 17.971g = 6 \times 10^{-3} \text{ mg/L}$$

$$SSF = SST - SSV = 9,600 \text{ mg/L} - 6 \times 10^{-3} \text{ mg/L} = 9,599.994 \text{ mg/L}$$

Agua tratada con quitosán

Tabla 29 Datos obtenidos para el agua tratada con quitosán (por triplicado)

Parámetro obtenido	Muestra 1 (g)	Muestra 2 (g)	Muestra 3 (g)	Promedio
W1	45.674	47.770	34.403	42.615
W2	45.692	47.791	34.422	42.635
W3	45.650	47.732	34.380	42.587
W4	28.856	21.147	24.673	24.892
W5	28.859	21.148	24.672	24.893
W6	28.830	21.127	24.548	24.835

Donde:

W₁= Peso de la cápsula de porcelana a peso constante.

W₂= Peso de la cápsula + muestra seca.

W₃= Peso de la cápsula + cenizas de la muestra

W₄= Peso del Gooch a peso constante.

W₅= Peso del Gooch + muestra seca

W₆= Peso del Gooch + cenizas de la muestra

Para el cálculo de los sólidos totales (ST), sólidos totales volátiles (STV), sólidos totales fijos (STF), sólidos solubles totales (SST), sólidos solubles volátiles (SSV) y los sólidos solubles fijos (SSF), se tomaron en cuenta los promedios de cada peso (Tabla 29) para el agua tratada con quitosán.

$$ST = (W2 - W1 / 25 \text{ ml}) * 10^6 = 42.635g - 42.615g / 25 \text{ ml A.R} * 10^6 = 8,000 \text{ mg/L}$$

$$STV = W2 - W3 = 42.635g - 42.587g = 0.048 \text{ mg/L}$$

$$STF = ST - STV = 8,000 \text{ mg/L} - 0.048 \text{ mg/L} = 7,999.952 \text{ mg/L}$$

$$SST = (W5 - W4 / 25 \text{ ml}) * 10^6 = 24.893g - 24.892g/25 \text{ ml} * 10^6 = 40 \text{ mg/L}$$

$$SSV = W5 - W6 = 17.977g - 17.971g = 0.058 \text{ mg/L}$$

$$SSF = SST - SSV = 40 \text{ mg/L} - 0.058 \text{ mg/L} = 39.942 \text{ mg/L}$$

*Agua tratada con sulfato de aluminio***Tabla 30 Datos obtenidos para el agua tratada con sulfato de aluminio (por triplicado)**

Parámetro obtenido	Muestra 1 (g)	Muestra 2 (g)	Muestra 3 (g)	Promedio
W1	57.936	57.215	54.454	56.535
W2	57.959	57.236	54.476	56.557
W3	57.897	57.179	54.410	56.495
W4	25.065	26.975	15.300	22.446
W5	25.066	26.975	15.301	22.447
W6	25.065	26.973	15.300	22.446

Dónde:

W₁= Peso de la cápsula de porcelana a peso constante.W₂= Peso de la cápsula + muestra seca.W₃= Peso de la cápsula + cenizas de la muestraW₄= Peso del Gooch a peso constante.W₅= Peso del Gooch + muestra secaW₆= Peso del Gooch + cenizas de la muestra

Para el cálculo de los sólidos totales (ST), sólidos totales volátiles (STV), sólidos totales fijos (STF), sólidos solubles totales (SST), sólidos solubles volátiles (SSV) y los sólidos solubles fijos (SSF), se tomaron en cuenta los promedios de cada peso (Tabla 30) para el agua tratada con sulfato de aluminio.

$$ST = (W_2 - W_1 / 25 \text{ ml}) * 10^6 = 56.557\text{g} - 56.535\text{g} / 25 \text{ mL A.R} * 10^6 = 880 \text{ mg/L}$$

$$STV = W_2 - W_3 = 56.557\text{g} - 56.495\text{g} = 0.062 \text{ mg/L}$$

$$STF = ST - STV = 880 \text{ mg/L} - 0.062 \text{ mg/L} = 879.938 \text{ mg/L}$$

$$SST = (W_5 - W_4 / 25 \text{ ml}) * 10^6 = 22.447\text{g} - 22.446\text{g} / 25 \text{ ml} * 10^6 = 25,000 \text{ mg/L}$$

$$SSV = W_5 - W_6 = 22.447\text{g} - 22.446\text{g} = 0.001 \text{ mg/L}$$

$$SSF = SST - SSV = 25,000 \text{ mg/L} - 0.001\text{mg/L} = 24,999.999 \text{ mg/L}$$

Por lo tanto, se observan los resultados en la tabla 31.

Tabla 31 Resumen de resultados de la prueba se sólidos totales

Muestra	ST (mg/L)	STV (mg/L)	STF (mg/L)	SST (mg/L)	SSV (mg/L)	SSF (mg/L)
Agua residual cruda	22,000	0.035	21,999.965	9,600	6 x 10 ⁻³	9,599.994
Agua tratada con quitosán	8,000	0.048	7,999.952	40	0.058	39.942
Agua tratada con sulfato de aluminio	880	0.062	879.938	25,000	0.001	24,999.999



PROPIEDADES QUÍMICAS:

Resultados de dureza total

Para esta prueba, la muestra tenía una temperatura de 23 °C.

Tabla 32 Resultados por triplicado de dureza total para el agua residual cruda del taller de lácteos.

Agua residual cruda	
Volumen de la muestra	50 mL
Volumen gastado de titulante (EDTA 0.01 M)	M1: 5.3 mL; M2: 5.2 mL; M3: 5.3 mL. Promedio: 5.26 mL.
Vire	De violeta a azul

Tabla 33 Resultados por triplicado de dureza total para el agua tratada con quitosán

Agua tratada con quitosán	
Volumen de la muestra	50 ml.
Volumen gastado de titulante (EDTA 0.01 M)	M1: 4.6 mL; M2: 5.0 mL; M3: 5.0 mL. Promedio: 4.86 mL.
Vire	De violeta a azul

Tabla 34 Resultados por triplicado de dureza total para el agua tratada con sulfato de aluminio

Agua tratada con sulfato de aluminio	
Volumen de la muestra	50 mL
Volumen gastado de titulante (EDTA 0.01 M)	M1: 4.0 mL; M2: 3.9 mL; M3: 4.1 mL. Promedio: 4.0 mL.
Vire	De violeta a azul

Con estos datos se procedió a hacer el cálculo de la dureza total para cada una de las muestras utilizando la fórmula siguiente:

$$\text{CaCO}_3 \text{ mg/L} = \frac{(\text{Vol gastado de titulante promedio}) * (\text{Molaridad del titulante}) * (100) * (1000)}{\text{Vol de la muestra.}}$$

Se obtuvieron los siguientes resultados experimentales:

Tabla 35 Resultados de dureza total promedio de las aguas analizadas

Tipo de agua a analizar	Dureza total (mg/L)
Agua residual cruda	105.2
Agua residual tratada con quitosán	97.33
Agua residual tratada con sulfato de aluminio	80



Dureza de calcio

Resultados:

Tabla 36 Resultados por triplicado de dureza de calcio para agua residual cruda

Agua residual cruda	
Volumen de la muestra	50 mL.
Volumen gastado de titulante (EDTA 0.01 M)	M1: 3.1 mL; M2: 3.2 mL; M3: 3.1 mL. Promedio: 3.13 mL.
Vire	De violeta a azul

Tabla 37 Resultados por triplicado de dureza de calcio para agua tratada con quitosán

Agua tratada con quitosán	
Volumen de la muestra	50 mL.
Volumen gastado de titulante (EDTA 0.01 M)	M1: 3.0 mL; M2: 3.4 mL; M3: 3.1 mL. Promedio: 3.16 mL.
Vire	De violeta a azul

Tabla 38 Resultados por triplicado de dureza de calcio para agua tratada con sulfato de aluminio

Agua tratada con sulfato de aluminio	
Volumen de la muestra	50 mL.
Volumen gastado de titulante (EDTA 0.01 M)	M1: 3.5 mL; M2: 3.5 mL; M3: 3.6 mL. Promedio: 3.53 mL.
Vire	De violeta a azul

Con estos datos se procedió a hacer el cálculo de la dureza total para cada una de las muestras utilizando la fórmula siguiente:

$$\text{CaCO}_3 \text{ mg/L} = \frac{(\text{Vol gastado de titulante promedio}) * (\text{Molaridad del titulante}) * (100) * (1000)}{\text{Vol de la muestra.}}$$

Se obtuvieron los siguientes resultados experimentales:

Tabla 39 Resultados de dureza de calcio promedio de las aguas analizadas

Tipo de agua a analizar	Dureza de calcio (mg/L)
Agua residual cruda	62.6
Agua residual tratada con quitosán	63.2
Agua residual tratada con sulfato de aluminio	70.6

Con estos datos de dureza de calcio y con los de dureza total, se obtuvo la dureza de magnesio por diferencia, por lo que la dureza de magnesio es la siguiente para cada tipo de agua:



Tabla 40 Resultados de dureza de magnesio de las aguas analizadas

Tipo de agua a analizar	Dureza de magnesio (mg/L)
Agua residual cruda	105.2 – 62.6 = 42.6
Agua residual tratada con quitosán	97.33 – 63.2 = 34.13
Agua residual tratada con sulfato de aluminio	80 – 70.6 = 9.4

Alcalinidad

Resultados:

Tabla 41 Resultados por triplicado de alcalinidad para agua residual cruda

Agua residual cruda	
Volumen de la muestra	50 mL.
Volumen gastado de titulante (Ac. sulfúrico 0.02N)	M1: 4.1 mL; M2: 4.2 mL; M3: 4.2 mL. Promedio: 4.13 mL.
Vire	De violeta a azul

Tabla 42 Resultados por triplicado de alcalinidad para agua tratada con quitosán

Agua tratada con quitosán	
Volumen de la muestra	50 mL.
Volumen gastado de titulante (Ac. sulfúrico 0.02N)	M1: 3.9 mL; M2: 4.0 mL; M3: 4.0 mL. Promedio: 3.96 mL.
Vire	De violeta a azul

Tabla 43 Resultados por triplicado de alcalinidad para agua tratada con sulfato de aluminio

Agua tratada con sulfato de aluminio	
Volumen de la muestra	50 mL.
Volumen gastado de titulante (Ac. sulfúrico 0.02N)	M1: 0.5 mL; M2: 0.5 mL; M3: 0.6 mL. Promedio: 0.53 mL.
Vire	De violeta a azul

Con estos datos se procedió a hacer el cálculo de la dureza total para cada una de las muestras utilizando la fórmula siguiente:

$$\text{CaCO}_3 \text{ mg/L} = \frac{(\text{Vol gastado de titulante promedio}) \times (\text{Normalidad del titulante}) \times (50) \times (1000)}{\text{Vol de la muestra.}}$$

Se obtuvieron los siguientes resultados experimentales:

Tabla 44 Resultados de alcalinidad total promedio de las aguas analizadas

Tipo de agua a analizar	Alcalinidad total (mg/L).
Agua residual cruda	82.6
Agua residual tratada con quitosán	79.2
Agua residual tratada con sulfato de aluminio	10.6



Conductividad eléctrica

En esta prueba se hicieron tres repeticiones por cada tipo de agua analizada, al utilizar el puente de Wheatstone se tiene que tomar en cuenta el valor de la constante del electrodo (1 micro mho/cm).

Tabla 45 Resultados de conductividad eléctrica promedio de las aguas analizadas

Tipo de muestra a analizar	Muestra 1 (µmhos)	Muestra 2 (µmhos)	Muestra 3 (µmhos)	Promedio
Agua residual cruda	920	920	960	933.33
Agua tratada con quitosán	900	850	890	880
Agua tratada con sulfato de aluminio	910	900	900	903.33

Grasas y aceites

En esta prueba se llevaron a cabo tres repeticiones para cada tipo de agua a analizar, la determinación de las grasas y aceites contenidos en las muestras de agua residual se calcularon a partir de la siguiente fórmula:

$$\text{Grasas y aceites mg/L} = \frac{(W_2 - W_1) \times 1000}{\text{Vol de la muestra}} \quad \text{Donde:}$$

W_1 = Peso inicial del vaso de precipitados (sometido a peso constante) [g].

W_2 = Peso del vaso de precipitados (después de haber evaporado la fase orgánica) [g].

Los datos experimentales son los siguientes:

Tabla 46 Resultados por triplicado de grasas y aceites de las aguas analizadas

Tipo de agua	Valores obtenidos de grasas y aceites
Agua residual cruda	Mta 1= 1.92 mg/L; Mta 2= 1.76 mg/L; Mta 3= 1 mg/L
Agua tratada con quitosán	Mta 1= 0.08 mg/L; Mta 2= 0.08 mg/L; Mta 3= 0.08mg/L
Agua tratada con sulfato de aluminio	Mta 1= 0.04 mg/L; Mta 2= 0.04 mg/L; Mta 3= 0.04 mg/L

Con estos datos se procede a calcular un valor promedio para cada tipo de agua analizada, quedando lo siguiente:



Tabla 47 Resultados de grasas y aceites promedio de las aguas analizadas

Tipo de agua	Valor promedio de grasas y aceites (mg/L)
Agua residual cruda	1.56
Agua tratada con quitosán	0.08
Agua tratada con sulfato de aluminio	0.04

Oxígeno Disuelto (OD)

Resultados:

Los resultados para cada tipo de agua analizada son los siguientes:

Tabla 48 Resultados por triplicado de oxígeno disuelto de las aguas analizadas

Tipo de agua	Volumen gastado de titulante para cada corrida y tipo de muestra (ml).
Agua residual cruda	Mta 1= 0 Mta 2= 0 Mta 3= 0 Promedio= 0
Agua tratada con quitosán	Mta 1= 2.5 Mta 2= 2.4 Mta 3= 2.7 Promedio= 2.53
Agua tratada con sulfato de aluminio	Mta 1= 1.5 Mta 2= 1.6 Mta 3= 1.6 Promedio= 1.56

Con los valores promedio de cada tipo de agua analizada se calculó la cantidad de oxígeno disuelto en las muestras mediante la siguiente fórmula:

$$OD \text{ mg/L} = \frac{(\text{Normalidad del titulante}) * [(\text{Volumen gastado de titulante (ml)}) * (8000)]}{\text{Volumen de la muestra (ml)}}$$

Tabla 49 Resultados de oxígeno disuelto promedio de las aguas analizadas

Tipo de agua	Oxígeno Disuelto (mg/L)
Agua residual cruda	0
Agua tratada con quitosán	5.06
Agua tratada con sulfato de aluminio	3.12



Demanda Bioquímica de Oxígeno (DBO)

Se hicieron tres diluciones de las muestras de agua a analizar en frascos Winkler de acuerdo a la calidad del agua residual (valor de OD).

Tabla 50 Diluciones propuestas para preparar las muestras de agua residual según su contenido de OD (APHA y AWWA)

TIPO DE AGUA	OXÍGENO DISUELTO	DILUCIÓN
Aguas industriales fuertes	O.D = 0	0.0 -1 %
Aguas residuales depuradas y brutas	$1 > \text{O.D} < 3$	1 -5 %
Efluente tratado biológicamente	$3 < \text{O.D} < 5$	5 - 25%
Aguas fluviales contaminadas	O.D > 7	25 - 100 %

Tomando en cuenta que el valor de Oxígeno Disuelto (O.D) de nuestra A.R es de 0 mg/L, se hicieron las siguientes diluciones tomando en cuenta el rango de dilución recomendada para este valor:

Tabla 51 Diluciones propuestas para el analisis de DBO de las aguas

Tipo de agua a analizar	Valor de OD (mg/L)	Primera dilución	Segunda dilución	Tercera dilución
Agua residual cruda	0	0.1% = 0.3 ml	0.3% = 0.9 ml	0.8% = 2.4 ml
Agua tratada con quitosán	5.06	5% = 15 ml	10% = 30 ml	15% = 45 ml
Agua tratada con sulfato de aluminio	3.12	5% = 15 ml	10% = 30 ml	15% = 45 ml

De acuerdo a la dilución para cada tipo de agua, se colocaron los mililitros en cada frasco Winkler y se llenaron hasta el tope con el agua nutritiva preparada y aireada con anterioridad.(Ver preparación y reactivos en anexo 3).

Una vez que se observó el vire de cada una de las muestras, se obtuvieron los volúmenes gastados de titulante, y se registraron los siguientes valores en la tabla 52.



Tabla 52 Volumen de titulante gastado en la valoración para determinar DBO de las aguas

Muestra	Concentración	Volumen gastado de titulante (ml)
Agua residual cruda	0.1%	M1=1.1; M2=1.2; M3=1.3; Prom=1.2
	0.3%	M1=0.6; M2=0.6; M3=0.6; Prom=0.6
	0.8%	M1=0.5; M2=0.6 ; M3=0.6; Prom=0.56
Agua tratada con quitosán	5%	M1=1.1; M2=1.0 ; M3=1.0; Prom=1.03
	10%	M1=0.3; M2=0.3 ; M3=0.3; Prom=0.3
	15%	M1= 0.2; M2=0.2; M3=0.1; Prom=1.03
Agua tratada con Al ₂ (SO ₄) ₃	5%	M1=1.6; M2=1.6 ; M3=1.7 ; Prom=1.63
	10%	M1=0.7; M2=0.9 ; M3=0.9; Prom=0.83
	15%	M1=0.7; M2=0.7; M3=0.7; Prom=0.7
Blanco	0%	M1=0.7; M2=0.6; M3=0.5; Prom=0.6

Con estos valores se procedió a calcular el valor del oxígeno disuelto (O.D) para cada muestra, utilizando la fórmula siguiente:

$$OD \text{ mg/L} = \frac{(\text{Normalidad del titulante}) * [(\text{Volumen gastado de titulante (ml)}) * (8000)]}{\text{Volumen de la muestra (ml)}}$$

Tabla 53 Valores de oxígeno disuelto en las muestras de DBO

Muestra	Concentración	Volumen gastado de titulante (ml)	Oxígeno Disuelto (mg/L)
Agua residual cruda	0.1%	Promedio =1.2	2.4
	0.3%	Promedio =0.6	1.2
	0.8%	Promedio =0.56	1.12
Agua tratada con quitosán	5%	Promedio =1.03	2.06
	10%	Promedio =0.3	0.6
	15%	Promedio =1.03	2.06
Agua tratada con Al ₂ (SO ₄) ₃	5%	Promedio =1.63	3.26
	10%	Promedio =0.83	1.66
	15%	Promedio =0.7	1.4
Blanco	0%	Promedio = 0.6	6.69 -7

Cálculos:

Se tomó en cuenta el valor de la muestra diluida que representara la mitad del O.D del blanco.

$$DBO_5 \text{ mg/L} = O.D \text{ inicial} - O.D_{1/2} \text{ final} / f, \text{ donde:}$$



O.D inicial = el oxígeno disuelto en el blanco = 6.69-7 mg/L

O.D_{1/2} final= el oxígeno disuelto en la muestra diluida que se acerca a la mitad del oxígeno consumido por el blanco.

f = Es el porcentaje de la muestra seleccionada como la mitad del oxígeno consumido por el blanco.

Es entonces que se tiene el siguiente resultado para cada tipo de agua analizada:

- ☆ O.D_{1/2} final para agua residual cruda=dilución al 0.1% = O.D mg/L de 2.4
 $DBO_5 \text{ mg/L} = DBO_5 = [(OD_{sol} - OD_{1/2}) / F (\% 1/2)] = \text{mg/L}$
 $DBO_5 = [(7 - 2.4) / 0.001] = 4600 \text{ mg/L}$
- ☆ O.D_{1/2} final para agua tratada con quitosán =dilución al 15% = O.D mg/L de 2.06
 $DBO_5 \text{ mg/L} = DBO_5 = [(OD_{sol} - OD_{1/2}) / F (\% 1/2)] = \text{mg/L}$
 $DBO_5 = [(7 - 2.06) / 0.15] = 32.93 \text{ mg/L}$
- ☆ O.D_{1/2} final para agua tratada con sulfato de aluminio =dilución al 5% = O.D mg/L de 3.26
 $DBO_5 \text{ mg/L} = DBO_5 = [(OD_{sol} - OD_{1/2}) / F (\% 1/2)] = \text{mg/L}$
 $DBO_5 = [(7 - 3.26) / 0.05] = 74.8 \text{ mg/L}$

Tabla 54 Resultados de DBO de las aguas analizadas

TIPO DE AGUA	DEMANDA BIOQUÍMICA DE OXÍGENO DBO (mg/L)
Agua residual cruda	4600
Agua tratada con quitosán	32.9
Agua tratada con sulfato de aluminio	74.8

Demanda química de oxígeno

Para esta prueba se hicieron tres muestras por cada tipo de agua, dando los siguientes valores promedio:

Tabla 55 Resultados de DQO.

Tipo de muestra	Nivel de absorbancia M1	Nivel de absorbancia M2	Nivel de absorbancia M3	Promedio
Agua residual cruda	0.156	0.157	0.156	0.156
Agua tratada con quitosán	0.06	0.06	0.07	0.063
Agua tratada con sulfato de aluminio	0.022	0.021	0.022	0.021

En esta experimentación se construyó una curva de referencia para poder determinar los parámetros de nivel de oxígeno disponible en cada muestra para la oxidación de la materia orgánica químicamente



posible, la construcción de esta curva se utilizó ftalato de potasio desecado previamente a las siguientes concentraciones. (APHA y AWWA, 1992).

Tabla 56 Tabla de valores para construcción de curva patrón para DQO

Concentración	Absorbancia
0	0
25	0.002
100	0.011
750	0.106
1000	0.13533333
1200	0.17533333
1500	0.21366667
1800	0.29333333
2000	0.31866667

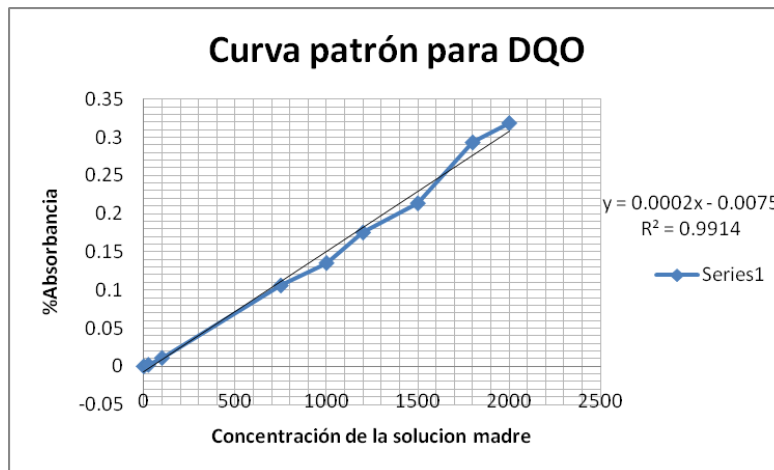


Figura 48 Curva patrón para determinar % absorbancia en la prueba de DQO

Interpolando los valores promedio de nivel de absorbancia para cada tipo de muestra, se observó que la concentración de DQO en las muestras de agua tiene un valor de:

Tabla 57 Valores promedio de DQO de las aguas analizadas

Tipo de muestra	Promedio	Valor de DQO (mg/L)
Agua residual cruda	0.156	1105.0
Agua tratada con quitosán	0.063	455.789
Agua tratada con sulfato de aluminio	0.021	168.421



Con estos valores se procedió a la identificación de los parámetros en la tabla 58.

Tabla 58 Valores de DQO para la identificación del tipo de muestra analizada (APHA y AWWA, 1992)

CRITERIO (mg/L)	RESULTADO	COLOR MUESTRA
$DQO \leq 10$	Excelente (No contaminada)	Azul
$10 < DQO \leq 20$	Buena calidad	Verde
$20 < DQO \leq 40$	Aceptable	Amarillo
$40 < DQO \leq 200$	Contaminada	Naranja
$DQO > 200$	Fuertemente contaminada	Rojo

Cloruros

La determinación de este parámetro requirió de la medición de los mililitros gastados para cada muestra, los cuales se tienen en la tabla 59.

Tabla 59 Cantidad de titulante gastado en la valoración para determinar cloruros en las muestras

TIPO DE MUESTRA	MILILITROS GASTADOS DE TITULANTE (AgNO ₃ 0.014N)	
Agua residual cruda	M1=8.9	Promedio=8.9
	M2=8.8	
	M3=9.0	
Agua tratada con quitosán	M1=3.2	Promedio=3.16
	M2=3.1	
	M3=3.2	
Agua tratada con sulfato de aluminio	M1=5.5	Promedio= 5.96
	M2=6.2	
	M3=6.2	
Agua destilada o blanco	M1=0.3	Promedio=0.3
	M2=0.3	
	M3=0.3	

Aplicando la fórmula para determinación de cloruros se tienen los siguientes resultados:

Tabla 60 Contenido de cloruros para cada tipo de muestra

TIPO DE MUESTRA	CLORUROS (mg Cl/L)
Agua residual cruda	85.97
Agua tratada con quitosán	28.58
Agua tratada con sulfato de aluminio	56.58



Determinación de coliformes totales, coliformes fecales y *E.coli*

Se siguieron las instrucciones dadas por el fabricante de los petrifilms.

Resultados

Tabla 61 Determinación de coliformes fecales y *E. coli* en placas petrifilm

Temperatura de incubación $35 \pm 1^\circ\text{C}$		
Tipo de muestra	Horas	Unidades formadoras de colonias (UFC/100 mL.)
Agua residual cruda	24 (Coliformes fecales)	200
Agua tratada con quitosán		20
Agua tratada con sulfato de aluminio		120
Blanco		0
Agua residual cruda	48 (<i>E.coli</i>)	300
Agua tratada con quitosán		60
Agua tratada con sulfato de aluminio		160
Blanco		0

Tabla 62 Determinación de coliformes totales en placas petrifilm

Temperatura de incubación $44.5 \pm 1^\circ\text{C}$		
Tipo de muestra	Horas	Unidades formadoras de colonias (UFC/ 100 mL.)
Agua residual cruda	48 (Coliformes totales)	260
Agua tratada con quitosán		20
Agua tratada con sulfato de aluminio		2000
Blanco		0



Tabla 63 Resumen de resultados de los análisis físicos químicos y biológicos hechos a las aguas residuales y tratadas con ambos agentes propuestos.

PARÁMETRO	AGUA RESIDUAL CRUDA	TRATADA CON QUITOSÁN	TRATADA CON SULFATO DE ALUMINIO $Al_2(SO_4)_3$
COLOR APARENTE (UPtCo)	5	1	1
COLOR VERDADERO (nm)	555- Am verdoso	553-Am verdoso	554- Am verdoso
pH	6.9	6.7	6.0
DUREZA TOTAL (CaCO ₃ mg/L)	105.2	97.33	80
DUREZA DE CALCIO (CaCO ₃ mg/L)	62.6	63.2	70.6
DUREZA DE MAGNESIO (CaCO ₃ mg/L)	42.6	34.13	9.4
ALCALINIDAD (CaCO ₃ mg/L)	82.6	79.2	10.6
SÓLIDOS TOTALES (mg/L)	22,000	8,000	880
SÓLIDOS TOTALES VOLÁTILES (mg/L)	0.035	0.048	0.062
SÓLIDOS TOTALES FIJOS (mg/L)	21,999.965	7,999.952	879.938
SÓLIDOS SUSPENDIDOS TOTALES (mg/L)	9,600	40	25,000
SÓLIDOS SUSPENDIDOS VOLÁTILES (mg/L)	0.006	0.058	0.001



SÓLIDOS SUSPENDIDOS FIJOS (mg/L)	9,599.994	39.942	24,999.999
GRASAS Y ACEITES (mg/L)	1.56	0.08	0.04
OXIGENO DISUELTO (mg O ₂ /L)	0	5.06	3.12
DEMANDA BIOQUÍMICA DE OXIGENO (DBO ₅) [(mg/L)]	4600	32.9	74.8
DEMANDA QUÍMICA DE OXIGENO (DQO) [(mg/L)]	1105	455.789	168.421
CLORUROS (mg Cl ⁻ /L)	85.97	28.58	56.58
COLIFORMES TOTALES (UFC/100mL)	260	20	2000
COLIFORMES FECALES (UFC /100mL.)	200	20	120
<i>E.coli</i> (UFC/100mL.)	300	60	160

ANÁLISIS DE RESULTADOS

- **Grado de desacetilación y Peso Molecular del quitosán.**

Varios investigadores diferencian al quitosán y a la quitina atendiendo a su solubilidad, ya que el quitosán se disuelve en ácido acético 0.1 mol/L mientras que la quitina no (Dalwoo Corp, 2002). Otros basan su diferenciación en el grado de desacetilación del polisacárido en cuestión, así, para algunos la quitina con más de un 50% de desacetilación se considera como quitosán, mientras que para otros la definen como tal cuando en grado de desacetilación es superior al 60%.

El grado de desacetilación (GD) del quitosán resulta de gran importancia por ser un factor muy influyente en sus propiedades y por tanto en sus aplicaciones (Chang, 1997; Kurita, 1993). Usualmente el grado de desacetilación de los quitosanos se encuentra comprendido entre 60 y 98% (Struszczyk, 2000).



El quitosán obtenido en el laboratorio de biotecnología, presenta un buen grado de desacetilación, ya que está dentro de los parámetros encontrados en la literatura, lo que nos permite utilizarlo como método de coagulación para el tratamiento de las aguas residuales con las que se trabajó.

- **Prueba de jarras:**

Se decidió que se adicionarían 8 gotas de quitosán al 1% por cada 100 mL de muestra de agua residual debido a que presentó un 91.22 % de reducción de las partículas suspendidas en la muestra, que es el porcentaje de remoción mayor de todas las dosis aplicadas en la prueba.

Para la dosis a utilizar de sulfato de aluminio al 10% de concentración se optó por la de 6 gotas por cada 100 mL de muestra de agua residual, pues el porcentaje de reducción de turbidez fue del 99.03%, en comparación con la de las otras dosis de la prueba de jarras.

El cambio de pH al aplicar el polímero natural a cada una de las muestras y a las diferentes dosis, mostró un cambio promedio menor, ya que pasó de un pH de 6.9 que es el valor del agua residual sin tratar, a un pH de 6.7, en comparación con el cambio del valor promedio medido en las muestras donde se aplicó el sulfato de aluminio que fue de 6.0, lo que indica una acidificación de la muestra mayor al utilizar este agente químico que el agente natural.

PRUEBAS FÍSICAS:

- **Color aparente:**

En el caso de la determinación del color de las aguas residuales de manera organoléptica, se obtuvo que el color en el agua residual cruda es mayor al de las aguas tratadas con el agente químico y con el biopolímero, pues se tenía que determinar a partir de la dilución de las muestras, ya que presenta una gran cantidad de materia orgánica disuelta, abarcando desde restos vegetales, alimenticios y de origen animal (forrajes, restos de queso, leche, suero, etc.), lo que nos demuestra que de un valor de 5 en unidades de color según la tabla 20, al tratar esta agua se obtuvo un valor de 1 en ambos tratamientos propuestos.

- **Color verdadero**

Teniendo en cuenta que el aparato de medición de color por espectrofotometría tiene una mayor precisión, los resultados muestran que el color del agua residual cruda es semejante al de las aguas tratadas, lo cual indica que a pesar de que se retiró la mayor parte de la materia orgánica disuelta, se cuenta aun con presencia de contaminantes al aportar color al agua, se tiene un color verdadero muy similar entre los tres tipos de agua analizada lo que quizá se deba a que puede haber una cantidad considerable de sales disueltas que son detectadas por el espectrofotómetro, tales sales podrían presentarse en forma de iones tales como de Ca^{++} , de Mg^{++} , de SO_4^- , NO_3 y OH^- (APHA, 1985).

- **Sólidos totales.**

Los resultados muestran que los sólidos totales presentes en el agua residual del taller de lácteos está cargada por muchas partículas orgánicas, lo que se observa en las 22,000 p.p.m., al ser tratada con el quitosán, se muestra una reducción de estos sólidos en un 63.64% del total de las partículas disueltas en el agua residual, esto a partir de que el quitosán empleado tenía una concentración del 1%, haciendo el



comparativo con el sulfato de aluminio que muestra un 96% de reducción de los sólidos totales al tener 880 p.p.m. de partículas sólidas suspendidas al finalizar el tratamiento, se comprobaría su eficacia al retirar la mayor parte de estos sólidos, pero si se ve desde el punto de vista de que se utilizó a una concentración del 10%, que es la concentración óptima para el uso del sulfato de aluminio para ser utilizado como agente floculante (APHA, 1985), y de que al ser un producto químico, puede tener reacciones desfavorables si esta agua tratada con este agente y se utiliza para riego agrícola, ya que según estudios recientes apuntan a que la presencia de altos niveles de aluminio en las aguas tratadas puede ser causante del Síndrome de Alzheimer (Sastre, 2009), por lo que se recomendaría el uso del quitosán como agente coagulante-floculante frente al agente químico.

PRUEBAS QUIMICAS

- **Dureza total, de calcio y de magnesio**

La mayor parte de las sales que causan la dureza del agua del taller de lácteos es debida a iones de Ca^{++} y Mg^{++} de acuerdo a los resultados obtenidos, ahora bien, al observar el efecto que tienen los agentes coagulantes empleados, se tiene una reducción mayor de estos iones por parte del sulfato de aluminio debido a que su concentración es del 10% en comparación con el quitosán que es del 1%, por lo que el efecto coagulante del agente químico se vería reducido de manera directamente proporcional al reducir su concentración al 1%, puesto que la concentración máxima de quitosán en solución es del 2% debido a sus propiedades poliméricas que no permiten tener una mayor concentración.

En cuanto al porcentaje de reducción por parte de ambos agentes coagulantes se tiene una mayor reducción de la dureza total y de calcio por parte del quitosán, y en cuanto a la dureza de magnesio, se tiene una importante reducción de este valor por parte del sulfato de aluminio.

- **Alcalinidad**

Con estos resultados se muestra que la alcalinidad total del efluente del taller de lácteos de la FES Cuautitlán es alta, y al ser tratada con los agentes propuestos en este trabajo de investigación, se observa que, al tratar el agua con sulfato de aluminio se tiene una disminución considerable de este valor ya que al ser una sal, es más fácil la interacción de este agente con las sales presentes en el agua residual, ya que redujo la alcalinidad a un 87.16%, además de que si se considera que se utilizó una solución de este agente químico al 10% de concentración, caso contrario al efecto que tuvo el quitosán (utilizado al 1% de concentración), en este parámetro en donde no se observó una variación significativa de este parámetro (3.63% de reducción), debido quizá a que las sales se pueden encontrar en estado ionizado, en forma libre dentro del medio acuoso o unidas electrostáticamente a algún otro ion o molécula, principalmente mediante interacciones ion-dipolo o ion- dipolo inducido (Meyers, 1989). Por consiguiente, las sales pudieron haberse encontrado unidas electrostáticamente a aminoácidos ionizables de las cadenas laterales de las proteínas del suero de leche, así como a los grupos ionizables de las grasas. Dado que un polication como el quitosán posee carga positiva, este solo se une electrostáticamente a sales aniónicas y quizá el agente biológico necesitó de más tiempo de exposición en el medio acuoso para poder observar su efecto en cuanto a este parámetro.



- **Conductividad eléctrica:**

Al tener el tratamiento del agua residual cruda con el biopolímero natural (quitosán), se observa una reducción del 5.71% del valor inicial de conductividad eléctrica del agua sin tratamiento, que es un valor importante, ya que el sulfato de aluminio solo tiene una reducción de este parámetro del 3.21%, lo que nos indica que el quitosán tiene una mayor capacidad para atraer los iones disueltos en la muestra, quizá por la forma y disposición de los grupos amino que están a lo largo de la cadena polimérica, y en cuanto al sulfato de aluminio al ser una sal de carácter catiónico atrae una menor cantidad de las sales, lo que se refleja en el valor mayor respecto al valor de conductividad al usar el quitosán como agente coagulante-floculante, y tomando en cuenta la concentración de ambos agentes, (quitosán al 1% y sulfato de aluminio al 10%), el biopolímero presentara un mejor resultado si se aumenta esta concentración.

- **Grasas y aceites:**

En cuanto al uso del polímero natural, se observa que a primera vista, se tiene una reducción de la materia grasa del agua en menor proporción que al utilizar el sulfato de aluminio, pero si se tiene en cuenta que al agente químico esta 10 veces más concentrado que el quitosán, se observa que la reducción de grasas y aceites por parte del polímero es buena si se observa que al tener más concentración el agente químico puede presentar una mayor inconveniencia en el agua tratada con este valor, ya que para que funciones correctamente se debe usar al 10% para ser utilizado como agente coagulante (APHA, 1985).

Por otro lado al tener un pH mayor al pka del grupo carboxilo de los ácidos grasos, estos mantienen siempre una carga negativa, como resultado de la ionización (Pastor, 2004). Bajo estas condiciones, los grupos amino cargados positivamente del polielectrolito quitosán, pueden interaccionar fácilmente con las cargas negativas de los carboxilos y formar flóculos grasos mas materia orgánica, que pueden ser removidos por filtración del agua y así tener un agua tratada con mejores características tanto visuales como en una disminución de su carga de materia grasa, esta característica del quitosán además de permitir obtener un agua tratada con menor cantidad de grasas y aceites, se ha llevado a su uso en productos farmacéuticos cuya finalidad es atrapar la grasa de la ingesta dietaria y así disminuir el contenido calórico de las dietas (Pacheco, 2009).

- **Oxígeno disuelto (OD):**

El contenido de oxígeno disuelto en el agua residual cruda es nula, lo cual indica que es un agua muy contaminada, lo que se comprueba al saber que contiene suero lácteo proveniente de la elaboración de los quesos en el taller de la FES, y por si solo el suero lácteo tiene un valor de oxígeno disuelto de 500-1400 p.p.m (Syrian, 1995), por lo que al hacer la prueba en las aguas tratadas con ambos agentes coagulantes se tiene una mayor cantidad de oxígeno en el agua tratada con el quitosán en comparación con la tratada con el sulfato de aluminio, lo que nos indica que el polímero no interfiere con la disociación del oxígeno en el afluente, lo que se ve reflejado en este valor mayor, y esto nos dice que el agua tiene una mayor posibilidad de ser utilizada en otra actividad ya sea de riego o simplemente para contribuir a la mejora de los vertidos al sistema de drenaje municipal.



- **Demanda bioquímica de oxígeno**

La reducción de este parámetro por parte de ambos agentes coagulantes, es muy notoria, esto debido a que entre menor sea la carga orgánica e inorgánica presente, los valores de DBO_5 disminuyen porque existe menos cantidad de material potencialmente oxidable o degradable por la carga microbiana (García, 2007), en este caso, al tener una DBO inicial de 4600 mg/L para el agua residual cruda se observa que al aplicar el quitosán al 1% de concentración, se tiene una reducción considerable de la DBO, lo que indica que el agua del taller de lácteos tiene una composición orgánica de importancia (suero, proteínas de suero, restos del desmolde, agua de lavado de equipos, etc), lo que le permite interactuar con la cadena polimérica del quitosán, teniendo esta reducción de este parámetro, en comparación con el valor del sulfato de aluminio al 10%, es menor la reducción de este valor de DBO, lo que demuestra que el quitosán es recomendable para el tratamiento de este tipo de agua ya que es biodegradable y no daña al ambiente, además de que por ser un efluente con alta carga orgánica que en su mayoría tiene carga negativa, se asocia al polímero más fácilmente por la acción plicatiónica que posee este agente.

Demanda química de oxígeno

El volumen de lactosuero generado en la elaboración del queso es aproximadamente nueve veces la cantidad de leche tratada, con una carga orgánica muy elevada teniendo a veces un valor de DQO aproximadamente de 60.000 mg/l (CARPL, 2002), esto es un valor estimado para una industria productora de quesos, lo cual al hacer el análisis comparativo del taller de lácteos de la FES Cuautitlán, se tienen valores altos en el agua residual cruda, esto debido a que la producción de quesos es en menor escala y a que se conjuntan diversos efluentes en el canal de vertido, como los generados por la limpieza y desinfección de los equipos para la fabricación de quesos, del desmolde, de la limpieza de establo y lugar de ordeña de las vacas, etc.

Tomando en cuenta que la reducción de la demanda química de oxígeno por parte de los agentes coagulantes es buena, se ha de mencionar que a partir de que la concentración del quitosán y el sulfato de aluminio es muy diferente, se tiene que la acción del quitosán es mejor que la del agente químico, pues al estar en una concentración diez veces menor, tiene un mejor desempeño en cuanto a la reducción de este parámetro ya que al reducir este valor en un 59 % respecto al 85% del valor arrojado por la aplicación del sulfato de aluminio que es aplicado al 10% de concentración, se observa un mejor resultado con el polímero natural tomando esto en cuenta.

- **Cloruros**

El contenido de cloruros en el agua potable, es relativamente bajo, lo que nos indica que están por debajo del nivel máximo permisible para el contenido de cloruros para el agua potable y uso doméstico, el contenido de cloruros en el agua residual cruda está por debajo del nivel máximo en el que se puede detectar sensorialmente, ya que a valores de 250 p.p.m se percibe un sabor salado en el agua potable.

En comparación con los niveles de cloruros después de ser tratada con los dos agentes coagulantes, se observa que al tratar el agua residual con el quitosán, hay una disminución mayor de este parámetro que con el uso del sulfato de aluminio, esto debido quizá a que las cadenas poliméricas del quitosán atraen mayor cantidad al momento de coagular y flocular la materia orgánica, además de que se tiene una mayor unión entre los flóculos por los puentes de hidrógeno debido a las cargas entre cadenas poliméricas, caso contrario al sulfato de aluminio que forma un coágulo de menor tamaño al no tener una estructura en forma



de cadena, por lo tanto, se observa una mayor cantidad de cloruros en el agua tratada con el agente químico. Esto quizá porque probablemente es la unión de un catión y un anión.

PRUEBAS MICROBIOLÓGICAS

- **Determinación de coliformes totales, coliformes fecales y *E.coli***

En todas las pruebas a las diferentes temperaturas de incubación, el quitosán al 1%, presenta una mayor eficacia en cuanto a la inhibición del crecimiento de las bacterias coliformes, fecales y en específico de la *E.coli*, lo que se demuestra en la tabla 31, ya que en la temperatura de $35 \pm 1^\circ\text{C}$ y al observar a las 24 horas de su incubación, se tiene la detección de los grupos de coliformes totales en las muestras, se tiene entonces que para este parámetro el porcentaje de reducción en la muestra del agua tratada con el quitosán fue del 99.8% en comparación con el 98.8% de reducción por parte del sulfato de aluminio que se utilizó al 10% de concentración para el tratamiento del agua residual, con lo que se demuestra que el quitosán es un buen agente bactericida y en específico para el grupo de coliformes totales.

Lo mismo sucede en las muestras incubadas a $35 \pm 1^\circ\text{C}$, pero al observar a las 48 horas para la detección de *E. coli* en las muestras, se tiene una importante reducción de este microorganismo en el agua tratada con el quitosán en comparación con la muestra tratada con sulfato de aluminio.

Al observar los resultados de las muestras incubadas a $44.5 \pm ^\circ\text{C}$ por un período de 48 horas para la detección de coliformes fecales en las aguas tratadas con los agentes coagulantes propuestos en la experimentación, se tiene que en la muestra de agua tratada con el quitosán, se tiene una disminución de este grupo de microorganismos del 99.99% en comparación con el 99.23% de reducción por parte del sulfato de aluminio, tomando en cuenta que el quitosán se utilizó al 1% y el agente químico al 10% de concentración.



Se llevó a cabo el análisis microbiológico a los lodos generados al tratar el agua residual del taller de lácteos de la Facultad de Estudios Superiores Cuautitlán, antes y después de secarlos a 100°C durante 24 horas, utilizando las placas petrifilm para detección de coliformes totales y *E.coli*, para poder determinar su uso potencial como fertilizante o enriquecedor de los suelos destinados a la siembra de productos alimenticios, esto como alternativa de uso y disposición de los lodos generados por la operación de coagulación-floculación con el quitosán y el sulfato de aluminio, teniendo los siguientes resultados:

Tabla 64 Análisis microbiológico a lodos sin desecar

Temperatura de incubación 35 ± 1°C		
Tipo de muestra	Horas	Unidades formadoras de colonias (UFC)
Lodos del agua tratada con quitosán	24 (colif. tot.)	320
Lodos del agua tratada con sulfato de aluminio		400
Blanco		0
Lodos del agua tratada con quitosán	48 (<i>E.coli</i>)	120
Lodos del agua tratada con sulfato de aluminio		140
Blanco		0

Tabla 65 Análisis microbiológico a lodos desecados

Temperatura de incubación 35 ± 1°C		
Tipo de muestra	Horas	Unidades formadoras de colonias (UFC)
Lodos del agua tratada con quitosán	24 (colif. tot.)	No observable
Lodos del agua tratada con sulfato de aluminio		No observable
Blanco		0
Lodos del agua tratada con quitosán	48 (<i>E.coli</i>)	No observable
Lodos del agua tratada con sulfato de aluminio		No observable
Blanco		0

Análisis de resultados:

Los resultados obtenidos en las placas petrifilm para la detección de coliformes totales y *E.coli* demuestran que al ser sometidos los lodos a un desecado a 100°C por 24 horas se asegura la destrucción de este grupo de enterobacterias que están presentes en los lodos sin desecar en ambos casos, cuando se trata el agua con el quitosán y el sulfato de aluminio respectivamente, por lo que es posible hacer uso de estos lodos como material de enriquecimiento de las tierras de uso agrícola, ya que no presentan un potencial riesgo para la salud.



Microscopia electrónica de Barrido a Lodos generados por la aplicación de ambos agentes coagulantes

Se tomaron micrografías con un microscopio electrónico de barrido marca JEOL modelo JSM-255II, a los lodos que se generaron al aplicar quitosán y sulfato de aluminio a las aguas residuales para poder observar el contenido de los coágulos formados por ambos agentes, para lo cual a las muestras colocadas en cubreobjetos, se les dio un baño con partículas de oro para poder tener una mayor nitidez en el objetivo del microscopio.



Figura 49 Aparato para baño de oro marca Fine Coat-ion sputter, modelo JFC-1100

Después se observaron ambas muestras y se tiene lo siguiente:

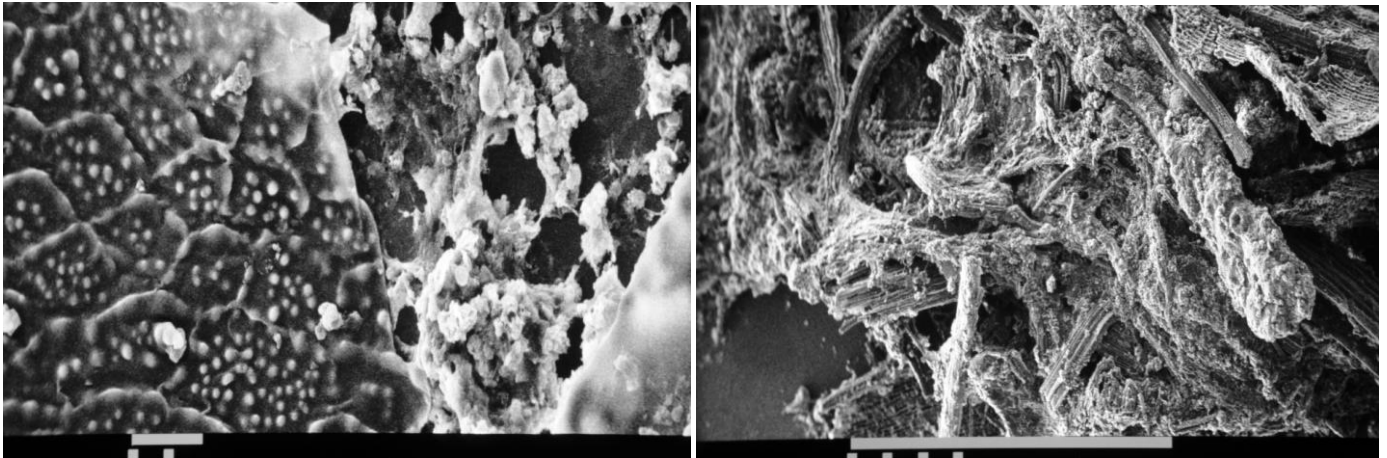


Figura 50 Flóculo (izq) y coágulo (der) de los lodos sedimentados con quitosán con objetivo 1000 X (Fotos de Rodolfo Robles Gómez)

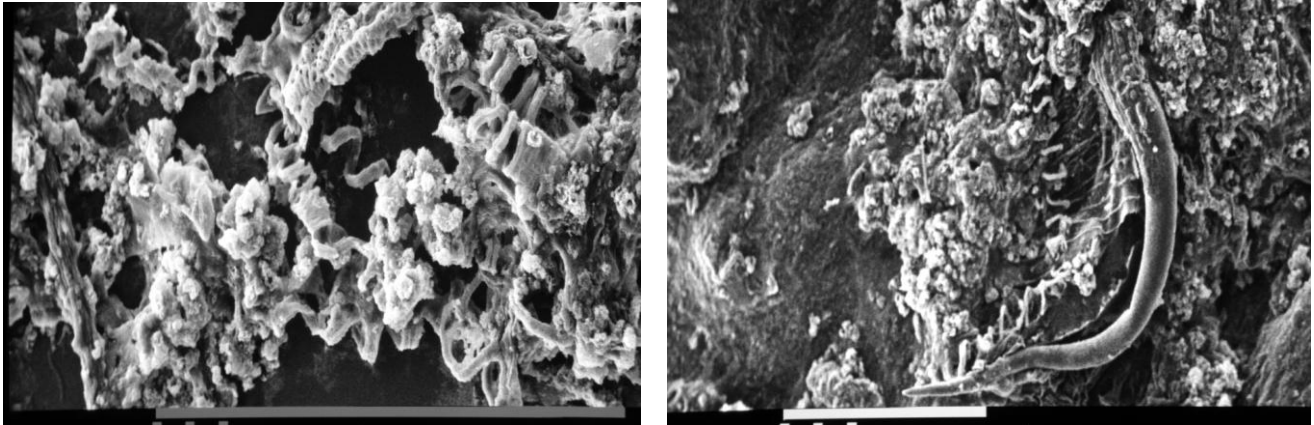


Figura 51 Flóculo (izq) y coágulo (der) de lodos sedimentados con sulfato de aluminio vistos con objetivo 700 X (Fotos de Rodolfo Robles Gómez)

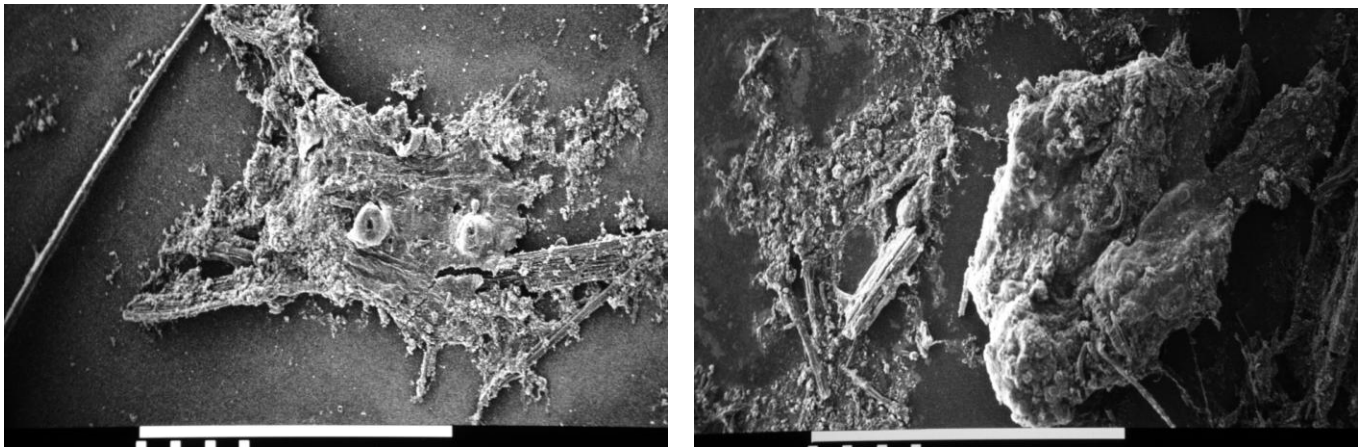


Figura 52 Coágulo de lodos + quitosán (izq) y coágulo de lodos + $\text{Al}_2(\text{SO}_4)_3$ (der) vistos con objetivo de 45 X (Fotos de Rodolfo Robles Gómez)

Con las micrografías anteriores se observa que el coágulo que forma el quitosán de materia orgánica es más compacto y atrapa lo que podrían ser microorganismos presentes en el agua residual en una mayor proporción que el coágulo formado por el sulfato de aluminio, que se observa mas disperso y con flóculos mas pequeños.



Bioensayo para la comprobación del uso de lodos recuperados del tratamiento del agua residual del taller de lácteos

Una vez que se trató el agua residual del taller de lácteos de la FES Cuautitlán con los dos coagulantes propuestos (Quitosán y sulfato de aluminio), se recuperaron los lodos generados por el efecto coagulante de estos dos agentes, mediante la filtración de las aguas.



Figura 53 Dsecación de los lodos generados por la coagulación de las aguas residuales con ambos agentes coagulantes.

Una vez que se recuperaron los lodos se sometieron a un secado en estufa marca Lab Oven, modelo 30 GC a una temperatura de 100 °C para su posterior uso y conservación.

Estos lodos obtenidos tanto del tratamiento del agua residual con quitosán como con el agente químico (sulfato de aluminio), se utilizaron para comprobar su efecto al estar presente en un medio destinado para siembra de semillas alimenticias, para lo cual se eligió sembrar maíz y trigo para observar las características que les aportaban cada uno de estos lodos, con el fin de dar un uso a este residuo de la operación de floculación- coagulación propuesto en este trabajo.

Para llevar a cabo este bioensayo se procedió a la esterilización de la tierra en la que se cultivarían las semillas, para lo cual se colocó cierta cantidad de tierra proveniente de los terrenos de la FES Cuautitlán, se tapó y se colocó en el autoclave por 15 minutos a 15 lb de presión (121 °C), esto con el fin de asegurar que ningún otro agente microbiológico interfiriera con las propiedades de los lodos.



Figura 54 Esterilización de la tierra de cultivo en autoclave.



Ya que se tuvo la tierra estéril, se procedió a colocar 240 g de esta en macetas limpias y estériles, y sobre esta se colocó 1 gramo de los lodos recuperados tanto del tratamiento con quitosán como con el tratamiento con sulfato de aluminio.

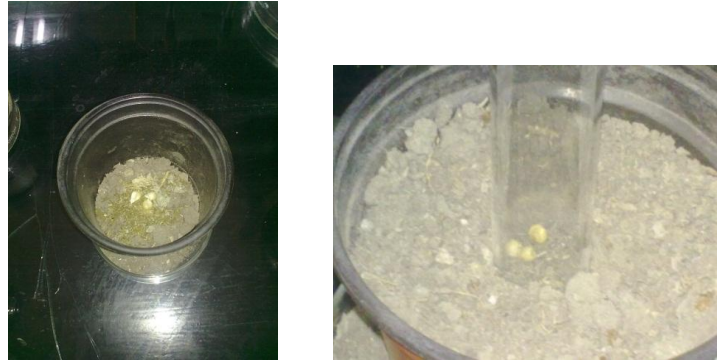


Figura 55 Colocación de las semillas en la tierra esterilizada previamente

Se cubrieron las semillas con la misma tierra y se les agregaron 150 ml de agua potable.



Figura 56 Regado de las macetas con semillas y lodos

Se colocaron las macetas en un lugar soleado y ventilado y se regaban regularmente, añadiendo 50 ml de agua potable a cada maceta.

Resultados

Siembra de trigo con lodos+ quitosán, con lodos + sulfato de aluminio y en tierra sin lodos.



Figura 57 Después de 6 días de su siembra



En la figura 56, se observa que en la maceta del lado izquierdo que es la que contienen los lodos con quitosán, se tienen brotes del trigo de menor tamaño en comparación con los brotes de la maceta con lodos + sulfato de aluminio.



Figura 58 Después de 9 días de sembrado



Figura 59 Después de 26 días de sembrado

En las figuras 57 y 58 se observa que la maceta con lodos + quitosán (imagen de la izquierda), tiene una mayor longitud de las hojas de trigo, además de que su concentración de color verde es mejor, pues en las plantas de trigo sembradas con lodos + sulfato de aluminio tienen una coloración verde limón, lo que indica una menor concentración de los pigmentos en las hojas, lo cual indica un mejor desarrollo de las plantas en tierra con lodos + quitosán.



Figura 60 Después de 39 días de sembrado

En la figura 59 se observa una mayor cantidad de hojas, así como un mayor tamaño de estas en la maceta con lodos + quitosán (imagen de la izquierda), en comparación con las hojas que tiene la planta de trigo sembrada en maceta con lodos + sulfato de aluminio.



Figura 61 Después de 2 meses y 3 días de sembrado

Siembra de maíz con lodos + quitosán, con lodos + sulfato de aluminio y tierra sin lodos.



Figura 62 Después de 8 días de sembrado el maíz



Figura 63 Después de 15 días de sembrado

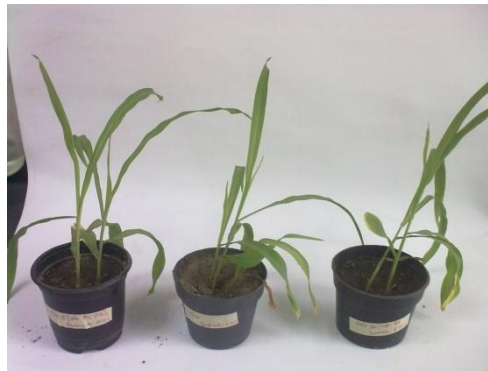


Figura 64 Después de 30 días de sembrado



Figura 65 Después de mes y medio de sembrado

Los resultados muestran que las plantas sembradas con lodos + quitosán muestran un mayor tamaño y/o longitud de las hojas y tallos, en comparación con las que se sembraron sin lodos y con las sembradas con lodos + sulfato de aluminio.



Conclusiones y recomendaciones

Este trabajo representa una pequeña aportación de la Facultad de Estudios Superiores Cuautitlán Campo 1 al Taller de lácteos ubicado en la Facultad de Estudios Superiores Cuautitlán Campo 4; ya que no existe hasta el momento ningún reporte detallado del agua que se vierte al sistema de drenaje municipal, ni de su calidad y posible uso como agua tratada para riego en áreas agrícolas.

Después de analizar los datos obtenidos en el laboratorio a las aguas residuales del taller de lácteos, se observó, que el color de estas aguas es un indicador de la concentración y composición de las aguas contaminadas, debido al contacto con los desechos orgánicos generados en el taller como consecuencia de las actividades y productos lácteos que allí se elaboran (quesos, natillas, cremas, etc), además de las operaciones de limpieza de equipos (malaxadora, tanques de almacenaje de leche, moldes para queso, etc), limpieza de los establos y lugar de ordeña de las vacas.

El exceso de materia orgánica va a generar problemas de descomposición acompañadas de malos olores aumento del color en el agua, generación de mosquitos en la corriente así como la generación de bacterias anaeróbicas y la disminución de algas las cuales son las aportadoras de oxígeno.

A medida que el color es más intenso, la capacidad de absorción de energía solar es mayor, y por ello se eleva la temperatura del agua al contacto con el suelo del canal en donde se confinan estos efluentes. Esto afecta la capacidad de absorción del oxígeno disuelto en la corriente, pues al no tener el agua oxígeno disuelto por contaminación, se tiene un efecto de eutrofización temprana en el canal, lo que acarrea problemas de acumulación de fangos por que disminuye el flujo de estas aguas contaminadas fuera del área del taller, por lo que al tratar el agua residual con el quitosán se observa una disminución en la turbidez y por tanto del color de estas aguas lo que causa un beneficio similar al que aporta el sulfato de aluminio, pero sin tener repercusiones en la salud al ser el quitosán una molécula ambientalmente amigable.

En este estudio se observó una disminución considerable de las grasas y aceites del agua residual al ser tratada con ambos agentes (quitosán y sulfato de aluminio) y estos valores están dentro de los límites máximos permisibles de la NOM-002-ECOL-1996, para ser descargados al sistema de drenaje municipal, sin embargo, tomando en cuenta la concentración del sulfato de aluminio que es diez veces mayor a la del quitosán, se tiene que la remoción de este parámetro es mejor con el quitosán, considerando que es una molécula compatible y amigable con el ambiente, se recomienda su uso como agente coagulante frente al agente químico estudiado.

Al comparar los resultados de la DQO y DBO se puede concluir que el agua no debe de ser usada para riego ya que los valores de DQO son muy altos (DQO con valores de 455.78 mg/L para el agua tratada con quitosán y 168.42 mg/L para el agua tratada con el sulfato de aluminio y el valor de DBO 53.85 mg/L en promedio para ambos tratamientos) aunque la DBO se encuentra dentro de los parámetros aceptables por la NOM-001-ECOL-1996.



El ión cloruro, en los resultados presenta valores de 28.58 mg/L para el agua tratada con quitosán y 56.58 mg/L para el agua tratada con sulfato de aluminio, lo cual no representa valores elevados ya que ambos están por debajo del límite permisible de 250 mg/L aceptados por la NOM-127-SSA1-1994.

En cuanto a los resultados de las pruebas microbiológicas, el quitosán presenta un mejor comportamiento frente al efecto que tiene el sulfato de aluminio, esto quizá a que la interacción electrostática entre el quitosán cargado positivamente (polielectrolito catiónico) y algunas bacterias con membranas celulares cargadas negativamente (Gram negativas como la *Escherichia coli*, *Pseudomonas aureoginosas*, *Staphylococcus typhimurium*, etc), altera significativamente las propiedades de barrera de la membrana exterior del microorganismo (Helander et.al, 2001). Algunos autores proponen que la formación del complejo polielectrolito bloquea físicamente la membrana celular externa del microorganismo, impidiendo el flujo normal de nutrientes/desechos, provocando la muerte bacteriana (Chung et.al, 2004), razón por la cuál, el número de colonias que se forman al tratar el agua residual con quitosán es menor en comparación con las colonias que se forman al tratar el agua con el agente químico (sulfato de aluminio).

El sistema de tratamiento propuesto para esta agua residual, basado en los valores obtenidos en la experimentación, es el de coagulación-floculación para la depuración de estas aguas, debido al contenido elevado de materia orgánica (DBO) contenida en el efluente, pues al utilizar el quitosán que es una molécula orgánica, que es biodegradable y se utiliza en una menor concentración que el sulfato de aluminio, tiene una buena capacidad para ser elegido como método de tratamiento de las aguas residuales generadas en el taller de lácteos, dejando a un lado el uso del agente químico, esto debido a que, en trabajos reportados actualmente, la presencia de sales de aluminio en las aguas de riego agrícola, tienen efectos sobre la estructura de las plantas que crecen con estas aguas, además de que se infiltra en el subsuelo, pudiendo llegar hasta los mantos freáticos y desencadenar la contaminación por aluminio de estos cuerpos de agua, aunado a esto, se tienen evidencias sobre su influencia en enfermedades degenerativas como el Alzheimer (Sastre et.al, 2011).

Por otro lado, como resultado de la aplicación de ambos agentes coagulantes, se tienen coágulos (lodos) que deben tener un confinamiento, por lo que se tiene un posible uso de estos lodos, se propuso como fertilizante en la siembra de maíz y trigo, en donde, se observó hasta el nivel de planta, sin llegar a la producción de fruto o semilla, que los lodos del tratamiento con quitosán aportan una mayor capacidad de crecimiento a las plantas y hojas en ambos cereales (maíz y trigo), respecto a los lodos provenientes del tratamiento con sulfato de aluminio, por lo que es recomendable extender el estudio hasta llegar a la recolección de granos y hacer su análisis químico, físico y biológico de estos productos para tener un mejor estudio y control de estos parámetros, así como llevar a cabo los análisis generales de los lodos y compararlos con la NOM-004-SEMARNAT-2002.- Lodos y bio-sólidos, que establece las especificaciones y límites máximos permisibles de contaminantes para su aprovechamiento y disposición final.



Bibliografía

Abd-El-Kareem, F. (2002), “Integrated treatments between bioagents and chitosan on root rot diseases of pea plants under field conditions”, Egyptian Journal of Applied Science 17: 257- 279.

Abd-El-Kareem, F.; M. A. Abd-Alla and R. S. El-Mohamedy. (2002), “Induced resistance in potato plants for controlling early blight disease under field condition”. Egyptian Journal of Applied Science 17: 51-66.

Abd-El-Kareem, F.; M. A. Abdallah, N. G. El-Gamal and N. S. El-Mougy. (2004), “Integrated control of Lupin root rot disease in solarized soil under greenhouse and field condition”. Egyptian Journal of Phytopathology 32: 49-63.

Abd-El-Kareem, F.; N. S. El-Mougy, N. G. El-Gamal and Y. O. Fotouh. (2006), “Use of Chitin and Chitosan against Tomato Root Rot Disease under Greenhouse Conditions”. Research Journal of Agriculture and Biological Sciences 2: 147-152.

APHA, AWWA, WPCF. (1985). “ Métodos Normalizados para el análisis de aguas potables y residuales”, 16ª ed, Díaz de Santos, S.A. Madrid.

Araki C, Nakajima T, Shimada A, J. (1992) Jpn. Soc., 39: 894.

Arango Ruíz, A. (2008). “Tratamiento de aguas residuales de la industria láctea por electrocoagulación”, Corporación Universitaria Lasallista (Colombia), 458: 7.

Barka, E. A.; P. Eullaffroy, C. Climent and G. Vernet. (2004). “Chitosan improves development, and protects *Vitis vinifera* L. against *Botrytis cinerea*”. Plant Cell Reports 22: 608-614.

Barnicki-García S. (1995). “*The hyphal unifying thread of the fungal kingdom*” en “A century of Mycology”. British Mycology Society. Sutton B (editor).

Barnicki-Garcia S, Wang M. (1983). “*Biochemical aspects of morphogenesis in phytophthora*”. Phytophthora. ED.D.C. Erwing S.p:121-137.



Bautista Baños, S.; A. N. Hernández Lauzardo, M. G. Velázquez del Valle, M. Hernández López, E. Barka, E. Bosquez Molina and C. L. Wilson. (2006). "Chitosan as a potential natural compound to control pre and postharvest diseases of horticultural commodities". *Crop Protection* 25: 108–118.

Baxter, S., S. Zivanovic and J. Weiss, (2005). "Molecular weight and degree of acetylation of high-intensity ultrasonicated chitosan", *Food Hydrocolloids* 19: 821-830.

Bough, W. A. and D. R. Landes. (1978). "Recovery and nutritional evaluation of proteinaceous solids separated from whey by coagulation with chitosan". *Journal of Dairy Science* 59: 1874–1880.

Bough, W. A. (1975). "Reduction of suspended solids in vegetable canning waste effluents by coagulation with chitosan", *Journal of Food Science* 40: 297– 301.

Brzezinski R, Lucas JM, Kelly A. (2004). *Assia, Pac. J. Clin. Nutr*, 13: 247.

Boguslawski, S.; M. Bunseit and D. Knorr. (1990). "Effects of chitosan treatment on clarity and microbial counts of apple juice". *Zeitschrift für Lebensmittel-Technologie und –Verfahrenstechnik* 41: 42–44.

Cartaya, Omar. (2009). "Polímeros naturales recolectores de iones metálicos", *Revista Iberoamericana de Polímeros*, 10(2): 14.

Chang K, Lee J, Modena F, Pavanetto F, *Carbohydrate Research*, no. 303: 327 (1997).

Chatterjee, S.; S. Chatterjee, B. P. Chatterjee and A. K. Guha. (2004). "Clarification of fruit juice with chitosan". *Process Biochemistry* 39: 2229–2232.

Centro de Actividad Regional para la Producción Limpia (CAR/PL), Barcelona España. (2002). "Prevención de la contaminación en la Industria Láctea", Ministerio de Medio Ambiente de España.

Chien, P. J.; F. Sheu and H. R. Lin. (2007a). "Coating citrus (Murcott tangor) fruit with low molecular weight chitosan increases postharvest quality and shelf life". *Food Chemistry* 100: 1160–1164.

Chien, P. J.; F. Sheu and F. H. Yang. (2007b). "Effects of edible chitosan coating on quality and shelf life of sliced mango fruit". *Journal of Food Engineering* 78: 225-229.

Chippin Huang. (1995). "Coagulation of colloidal particles in water by chitosán", Institute of environmental engineering, National Chiao Tung University, pp. 6.

Chung Y.; Y. Su, C. Chen, G. Jia, H. Wang, J. Wu and J. Lin. (2004). "Relationship between antibacterial activity of chitosan and surface characteristics of cell wall". *Acta Pharmacologica Sinica* 25:932-936.

Dalwoo Corporation. (2002). "A short introduction to the world of chitin and chitosan". <http://www.dalwoo.com/chitosan/whatischitosan.html>.

Devlieghere, F.; A. Vermeulen and J. Debevere. (2004). "Chitosan: antimicrobial activity, interactions with food components and applicability as a coating on fruit and vegetables", *Food Microbiology* 21: 703–714.



- Domard A, Rinaudo M. (1983). *Int. J. Biol. Macromol*, 5: 49.
- Domard A, Piron E, Federici V, Barton Y. (1999). “*Method of separating at least one metal present in a solution by fixation onto chitosane*”. Patente americana 5932107.
- Du, J. M. ; H. Gemma and S. Iwahori. (1997). “Effects of chitosan coating on the storage of peach, Japanese pear, and kiwifruit”, *Journal of the Japanese Society of Horticultural Science* 66: 15– 22.
- El Ghaouth, A., R. Ponnamapalam, F. Castaigne and J. Arul. (1992c). “Chitosan coating to extend the storage life of tomatos”, *HortScience* 27: 1016– 1018.
- Galed, G.; M. E. Fernández Valle, A. Martínez and A. Heras. (2004). “Application of MRI to monitor the process of ripening and decay in citrus treated with chitosan solutions”, *Magnetic Resonance Imaging* 22: 127–137.
- Gidas M, Garnier O. (1999). “*Water Research*”, 1, 47-56.
- Guía de interpretación de resultados en placas petrifilm para Coliformes totales, fecales y *E. coli* Marca 3M, Productos de microbiología. (2010).
- Hadwiger, L. A. and P. O. McBride. (2006). “Low-level copper plus chitosan applications provide protection against late blight of potato”. *Plant Health Progress*, April. doi:10.1094/PHP-2006- 04XX-01-RS.
- Hattori H, Kikuchi M, Kurita A. (2003). “*Biomaterials*”, 24: 3437.
- Helander, I. M.; E. L. Nurmiäho Lassila, R. Ahvenainen, J. Rhoades and S. Roller. (2001). “Chitosan disrupts the barrier properties of the outer membrane of Gram-negative bacteria”. *International Journal of Food Microbiology*. 71:235-244.
- Hewajulige, I. G.; D. Sivakumar, Y. Sultanbawa, R. S Wijeratnam and R. L. Wijesundera. (2006). “Effect of chitosan coating on postharvest life of papaya variedad (Carica Papaya L)”, *Rathna Grown in Sri Lanka. Eighteenth Annual Congress of the PGIA*, 16-17.
- Hewajulige, I. G.; D. Sivakumar, Y. Sultanbawa, R. S. Wijeratnam and R. L. Wijesundera. (2007). “Effect of chitosan coating on the control of anthracnose and overall quality retention of papaya (Carica papaya) during storage”, *Acta Horticulturae* 740: 245-250.
- Hirano, S. (1978). “A facile method for the preparation of novel membranes from N-acyl and N-arylidine chitosan gels”, *Agricultural and Biological Chemistry* 42: 1938.
- Hirano S, Noishiki Y, Kinugawa J, Highasijima H, Hayashi T. (1997). “*Advances in Biomedical Polymers*”, Gebelein CG (editor), New York, Plenum Press.
- Hong Kyoon N, Na Young P, Shin Ho L, Samuel PM. (2002). “*International Journal of Food Microbiology*”, 74: 65.
- Hongfei, W. and L. Hesheng. (2003). “Effects of chitosan on clarification of apple fruit juice”. *LWT - Food Science and Technology* 36: 691-695.



- Jiménez Cisneros Blanca E. (2001). “La contaminación ambiental en México: causas, efectos y tecnología apropiada”. Editorial Limusa, México D.F.
- Kaminski W, Modrzejewska Z. (1997). *Sep. Sci. Technol.*, 32(16): 2659.
- Khan TA, Domard A, Siegrist JJ. (2000), “*Pharm. Pharmaceut.*”. *Sci*, 3: 303 .
- Khan, W.; B. Prithiviraj and D. Smith. (2003). “Chitosan and chitin oligomers increase phenylalanine ammonia-lyase and tyrosine ammonia-lyase activities in soybean leaves”. *Journal of Plant Physiology* 160: 859–863.
- Kumar M, Juffer A, Vogel H, Honda Y, Tremblay H. (2000). “*Polymers*”, 46:1.
- Kurita K, Mori T, Blair M, Hoshi S, J. (1993). “*Polymer Science*”, no. 31(2): 485.
- Miranda Castro, Susana Patricia. (2007). “Manual de laboratorio de biotecnología, valoración pH-métrica para grado de desacetilación del quitosán”.
- Lafontaine, P. J. and N. Benhamou. (1996). “Chitosan treatment: an emerging strategy for enhancing resistance of greenhouse tomato to infection by *Fusarium oxysporum* f.sp. *radicilycopersici*”, *Biocontrol Science and Technology* 6: 111-124.
- Lárez Velásquez, C. (2006). "Quitina y quitosano: materiales del pasado para el presente y el futuro", *Avances en Química*, 1(2): 7.
- Lárez Velásquez, C. (2008). "Algunas potencialidades de la quitina y el quitosano para usos relacionados con la agricultura en Latinoamérica" *UDO Agrícola*, 8(1): 22.
- Lemus Centes, J.F. (2007). "Obtención y uso de quitosano para tratamientos térmicos a partir de exoesqueletos de camarón", *Boletín electrónico de la Universidad Rafael Landívar*, no. 7: 13.
- Liu, J.; S. Tian, X. Menga and Y. Xua. (2007). “Effects of chitosan on control of postharvest diseases and physiological responses of tomato fruit”. *Postharvest Biology and Technology* 44: 300–306.
- McCormick, C. L.; K. W. Anderson and B. H. Hutchison. (1982). “Controlled Activity Polymers with Pendently Bound Herbicides”, *Polymer Reviews* 22: 57-87.
- Methacanon P, Prasitsilp M, Pothsree T Pattaraarchachai, J. (2003). “*Carbohydrate Polymers*”, 52: 119.
- Miranda Castro, Susana Patricia, (2000). “Proceso para la extracción de quitina a partir de crustáceos y su conversión a quitosán. Instituto mexicano de la Propiedad Industrial. No. de expediente 005444. No. de folio 1175930-5.
- Nge, K. L.; N. Nwe, S. Chandkrachang and W. F. Stevens. (2006). “Chitosan as a growth stimulator in orchid tissue culture”. *Journal of Plant Science* 170: 1185-1190.
- No HK, Meyers SP. (1989). ”Crawfish chitosan as a coagulant in recovery of organic compounds from seafood processing streams”. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 37:580-583.



Norma Mexicana NMx-AA-042-1987, “Calidad del agua, determinación del número más probable (NMP) de coliformes totales, coliformes fecales (organismos termotolerantes) y *Escherichia coli* presuntiva”, publicada en Diario Oficial de la Federación en abril de 1980.

Norma Oficial Mexicana NOM-001-SEMARNAT-1996. “Límites máximos permisibles de contaminantes en las descargas de aguas residuales en aguas y bienes nacionales”, publicada en el Diario Oficial de la Federación el 23 de abril de 2003.

Norma Oficial Mexicana NOM-002-ECOL-1996, que establece los “Límites máximos permisibles de contaminantes en las descargas de aguas residuales a los sistemas de alcantarillado urbano o municipal”.

Norma Mexicana NMx-AA-42-1987- Calidad del agua determinación del numero más probable (nmp) de coliformes totales, coliformes fecales (termotolerantes) y *Escherichia coli* presuntiva.

Norma Oficial Mexicana NOM-127-SSA1-1994. “Salud ambiental, agua para uso y consumo humano. Límites permisibles de calidad y tratamientos a que debe someterse el agua para su potabilización. Publicada en el Diario Oficial de la Federación el 18 de enero de 1996.

Orozco. Fernando D. (1994). “Análisis Químico Cuantitativo”. Editorial Porrúa, S.A. p 227.

Oszmiański, J. and A. Wojdyło. (2007). “Effects of various clarification treatments on phenolic compounds and color of apple juice”, *European Food Research and Technology* A224: 755–762.

Pacheco Aguilar, Ramón. (2009). " Efecto de la concentración de quitosano y pH sobre la remoción de sólidos en agua de cola de la industria sardinera", *Interciencia*, 34: 4.

Palma, G.; P. Casals and G. Cárdenas. (2005). “Synthesis and characterization of new chitosan-Oethyl phosphonate”. *Journal of the Chilean Chemistry Society* 50: 719-724.

Pastor de Abraham, Ana. (2004). “Quitina y quitosano, obtención, caracterización y aplicaciones”, Pontificia Universidad Católica de Perú. 300 pp.

Peniche C, Arguelles W. (2001). “*Chitosan based polyelectrolyte complexes, natural and synthetic polymers: Challenges and Perspectives*”, *Macromol. Symp.* Arguelles W (editor) Wiley-VCH, Weinheim.

Pérez A, Arguelles W, Peniche C. (1996). “*Polym Bull*”, 37:127.

Qin C, Qin Q, Du Y, Xiao L. (2003). “*Polymer Degradation and Stability*”, 80: 435.

Qu X, Wirsén A, Albertsson A, (2000). “*Polymer*”, 41: 4841.

Ratanachinakorn, B.; W. Kumsiri, Y. Buchsapawanich and J. Singto. (2005), “Effects of chitosan on the keeping quality of pummelos”. *Acta Horticulturae* 682: 1769-1772.

Renault F., Sancey, B. Badot, P.M., G. Crini. (2008). “Chitosan for coagulation/flocculation processes An eco-friendly approach”, *European Polymer Journal*, no. 45: 12.

Restrepo Gallego, M. (2006). “Producción más Limpia en la Industria Alimentaria”, *Corporación Universitaria Lasallista*, 1(1): 15.



- Rigola Lapeña, Miguel. (1999). “Tratamiento de aguas industriales, aguas de proceso y residuales”, Editorial Alfaomega, Marcombo, Barcelona España.
- Roussy, J.M. (2005). “Chitosan for the coagulation and flocculation of mineral colloids”, *Journal of Dispersion Science and Technology*, 25: 14.
- Roussy, J.; M. Van Vooren and E. Guibal. (2005). “Chitosan for the Coagulation and Flocculation of Mineral Colloids”, *Journal of Dispersion Science and Technology* 25: 663–677.
- Romero Rojas Jairo Alberto. (1999). “Calidad Del Agua” 2ª edición, Alfaomega, México.
- Root, T. and E. L. Johnson. (1978). “A comparison of the use of chitosan and gelatin on the clarification of five blends of apple juice using both hot and cold treatment methods”. In: Muzzarelli, M.M.A., Pariser, E.R. (Eds.), MIT Sea Grant Program. “Proceedings First International Conference on Chitin/Chitosan”, Massachusetts Institute of Technology, Cambridge, MA, p 387–395.
- Sag Y, Aktay Y. (2002). “*Biochemical-Engineering-Journal*”, 12(2): 143.
- Sastre Requena, Ana Maria et.al. (2011). “Aplicación del biopolímero quitosán en la eliminación del color de las aguas residuales mediante el proceso combinado de coagulación-floculación y adsorción”, Patente española No. ES 2 350 074 A1.
- Schmuhl R, Krieg HM, Keizer K. (2001). “*Water-SA*”, 27(1):1.
- Sneh, B. and Y. Henis. (1972). “Production of antifungal substances active against *Rhizoctonia solani* in chitin amended soil”. *Phytopathology* 62: 595-600.
- Srinivasa, P.; R. Baskaran, M. Ramesh, K. H. Prashanth and R. Tharanathan. (2004). “Storage studies of mango packed using biodegradable chitosan film”, *European Food Research and Technology* 215: 504-508.
- Struszczyk H, Pospieszny H, Kotlinski K. (1989). “*Some new applications of chitosan in agriculture*”, en “*Chitin and Chitosan Sources, Chemistry, Biochemistry, Physical Properties and Applications*”, Bræk GS, Anthonsen T, Sandford P (Editores). Elsevier Applied Sci, Londres.
- Struszczyk M. (2000). “Carbohydrates as organic raw materials”, no. 4: 15.
- Syrian Standard. (1995).
- Teixeira, M. A.; W. J. Paterson, E. J. Dunn, Q. Li, B. K. Hunter and M. F. Goosen. (1990), “Assessment of Chitosan gels for the controlled release of agrochemicals”, *Industrial and Engineering Chemistry Research* 29: 1205–1209.
- Thommohaway, C.; S. Kanlayanarat, A. Uthairatanakij and P. Jitareerat. (2007). “Quality of fresh-cut guava (*Psidium Guajava* L.) as affected by chitosan treatment”, *Acta Horticulturae* 746: 449-455.
- Wang G, Xu J, Ye L, Zhu J, Chen H. (2002). “Highly sensitive sensors based on the immobilization of tyrosine in chitosan”. *Bioelectrochemistry*, 57: 33-38.
- Waliszewski, K. N.; V. T. Pardo and M. Ramirez. (2002). “Effect of chitin on color during osmotic dehydration of banana slices”, *Drying Technology* 20: 719-726.



Watcher R, Mc Grath S, Baker A. (1999). “*Cationic Biopolymers*”. Patente norteamericana 5962663

Worakeeratikul, W.; V. Srilaong, A. Uthairatanakij and P. Jitareerat. (2007). “Effects of hydrocooling and chitosan coating on browning and physiological changes in fresh-cut rose apple”. *Acta Horticulturae* 746: 427-434.

Wu L, Lee K, wang X, English D, Losert W and Payne G. (2005). “Chitosan-mediated and Spatially-selective Electrodeposition of nano-scale Particles”, *Langmuir*, 21: 3641-3646.

Zhang, D. and P. C. Quantick. (1998). “Antifungal effects of chitosan coating on fresh strawberries and raspberries during storage”. *Journal of Horticultural Science and Biotechnology* 73: 763–767.

Zhu J, Zhu Z, Lai Z, Wang R, Guo X, Wu X, Zhang G, Zhang Z, Wang Y, Chen Z. (2002). “Planar Amperometric Glucose Sensor Base don Glucose Oxidase Immobilized by Chitosan Film on Prussian Blue”. *Sensors*, 2: 127-136.



ANEXO 1

Reactivos para el Método de Titulación para Determinar Alcalinidad

1. Ácido sulfúrico estándar 0.02 N: Dilúyanse 200 mL de ácido estándar 0.1000 N hasta 1000 mL de agua destilada o desionizada. Estandarícese mediante titulación potenciométrica de 15 ml de Na_2CO_3 0.05 N, 1 mL = 1 mg de CaCO_3 .

2. Solución de carbonato sódico, aproximadamente 0.05 N: Séquense entre 3 y 5 g de Na_2CO_3 estándar primario a 250°C durante 4 hrs y enfríense en desecador. Se pesan 2.5 ± 0.2 g (miligrámicos) y se transfieren a un matraz volumétrico de 1 L, llenando hasta la marca con agua destilada y mezclando el reactivo. No debe conservarse más de una semana.

3. Ácido sulfúrico estándar. 0.1 N: Prepárese la solución ácida de normalidad aproximada a la indicada en preparación de reactivos de mesa. Estandarícese frente a una solución de 40 ml de Na_2CO_3 0.05 N en probeta, con unos 60 ml de agua titulando potenciométricamente a un pH aproximado de 5. 1 mL de solución 0.1000 N = 5.0 mg de CaCO_3 .

4. Solución alcohólica de fenolftaleína: Indicada a pH 8.3⁶⁷. 0.5 g de fenolftaleína en 50 mL de solución alcohólica, es necesario agitar continuamente la solución para evitar que se precipite el indicador y diluir con 50 ml de agua destilada. En todos los casos en que se advierta un residuo insoluble, el reactivo debe ser filtrado (Orozco, 1994).



ANEXO 2

Reactivos para el Método de Titulación para Determinar Dureza

1. Solución tampón: (1) Disuélvase 16.9 g de cloruro amónico (NH_4Cl) en 143 mL de hidróxido de amonio (NH_4OH) concentrado. Añádase 1.25 g de sal de magnesio de EDTA y dilúyase hasta 250 mL de agua destilada.

(2) Si no se dispone de sal magnésica de EDTA, disuélvase 1.179 g de sal disódica de ácido etilendiaminotetraacético dihidrato (grado de reactivo analítico) 780 mg de sulfato magnésico ($\text{MgSO}_4 \cdot 7\text{H}_2\text{O}$) o 644 mg de cloruro magnésico ($\text{MgCl}_2 \cdot 6\text{H}_2\text{O}$) en 50 ml de agua destilada. Para alcanzar la máxima exactitud, ajústese a equivalente exacto por medio de la adición de una pequeña cantidad de EDTA, MgSO_4 o MgCb .

Consérvense las soluciones (1) y (2) en un recipiente plástico o de vidrio borosilicato, durante un período no superior a un mes. Tapóñese herméticamente para evitar pérdidas de amoníaco (NH_3) o captura de dióxido de carbono (CO_2).

Manipúlese la solución tampón mediante una pipeta de bulbo. Se prescindirá del tampón cuando, al añadirse 1 o 2 mL a la muestra, éstos no puedan producir un pH de 10 ± 0.1 en el punto final de la titulación.

2. Negro de Eriocromo T: El indicador puede utilizarse en forma de polvo seco siempre que se tenga cuidado en evitar su exceso

3. Murexida: También se encuentra en polvo seco

4. Titulante EDTA estándar, 0.01 M: Se pesan 3.723 g de etilendiaminotetracetato disódico trihidrato, grado de reactivo analítico, también llamado (etilenodinitrilo) sal disódica del ácido tetraacético (EDTA); a continuación se disuelve en agua destilada hasta 1000 mL.

Estandarícese frente a solución de calcio estándar.

5. Solución de calcio estándar. Se pesan, 1 g de polvo de CaCO_3 anhidro (estándar principal o reactivo especial, bajo en metales pesados, álcalis y magnesio) en un Erlenmeyer de 500 ml. Colóquese en un embudo en el cuello del matraz y añádase, poco a poco, 1 + 1 HCl hasta la disolución total del CaCO_3 . Añádanse 200 ml de agua destilada y hágase hervir durante unos minutos para expeler el CO_2 . Enfríese, añádanse unas gotas de indicador rojo de metilo y ajústese al color naranja intermedio por adición de NH_4OH 3 N o 1 + 1 HCl, según se requiera. Transvácese cuantitativamente y dilúyase hasta 1000 ml con agua destilada; 1 mL = 1 mg de CaCO_3 .

6. Hidróxido de Sodio, NaOH: 0.1 N Disuélvase 4 g de NaOH en agua destilada y dilúyase a 1L.



ANEXO 3

Reactivos para el Método de Azida para Determinar Oxígeno Disuelto

1. Solución de sulfato manganoso: Disuélvanse 480 g de $MnSO_4 \cdot 4H_2O$, 400 g de $MnSO_4 \cdot 2H_2O$ o 364 g de $MnSO_4 \cdot H_2O$ en agua destilada, fíltrese y dilúyase a 1 L. La solución $MnSO_4$ no debe dar color con almidón cuando se añade a una solución acidificada de yoduro potásico (KI).
2. Reactivo de álcali - yoduro - azida: Para muestras saturadas o menos que saturadas: Disuélvanse 500 g NaOH (o 700 g KOH) y 135 g NaI (o 150 g KI) en agua destilada y diluyase a 1 L. Añádanse 10 g NaN_3 disueltos en 40 ml de agua destilada. Las sales de potasio y sodio pueden intercambiarse. Este reactivo no debe dar color con la solución de almidón cuando se diluya y acidifique. Para muestras sobresaturadas: Disuélvanse 10 g NaN_3 en 500 ml de agua destilada. Añádanse 480 g de hidróxido de sodio (NaOH) y 750 g de yoduro de sodio (NaI), agítese hasta disolución. Se producirá una turbidez blanca debida al carbonato de sodio (Na_2CO_3), pero que no es perjudicial. No acidificar esta solución porque se pueden producir humos de ácido hidrazoico.
3. Ácido sulfúrico, H_2SO_4 concentrado: 1 ml es equivalente a unos 3 ml de reactivo álcali - yoduro - azida.
4. Almidón: Utilícese una solución acuosa o mezclas solubles de polvo de almidón. Para preparar una solución acuosa, disuélvanse 2 g de almidón soluble calidad laboratorio y 0.2 g de ácido salicílico, como conservador, en 100 mL de agua destilada caliente.
5. Titulante de tiosulfato sódico patrón: Disuélvanse 6.205 g $Na_2S_2O_3 \cdot 5H_2O$ en agua destilada. Añadir 1.5 mL de NaOH o 0.4 g de NaOH sólido y dilúyase a 1000 mL.



ANEXO 4

Reactivos para Determinar la Demanda Bioquímica de Oxígeno

1. Solución de tampón fosfato: Disuélvanse 8.5 g de KH_2PO_4 , 21.75 g de K_2HPO_4 , 33.4 g de $\text{Na}_2\text{HPO}_4 \cdot 7\text{H}_2\text{O}$ y 1.7 g de NH_4Cl en unos 500 mL de agua destilada y dilúyase hasta 1 L. El pH de la solución debería ser de 7.2 sin ajustes adicionales. Deséchese el reactivo (o cualquiera de los siguientes reactivos) si hay algún signo de crecimiento biológico en frasco de reserva.
2. Solución de sulfato de magnesio: Disuélvanse 22.5 g de $\text{MgSO}_4 \cdot 7\text{H}_2\text{O}$ en agua destilada y dilúyase hasta 1L.
3. Solución de cloruro de calcio: Disuélvanse 27.5 g de CaCl_2 en agua destilada y dilúyanse hasta 1L.
4. Solución de cloruro férrico: Disuélvanse 0.25 g de $\text{FeCl}_3 \cdot 6\text{H}_2\text{O}$ en agua destilada y dilúyase hasta 1L.
5. NOTA: La determinación de oxígeno disuelto para la determinación bioquímica de oxígeno en cada uno de los frascos debe de realizarse de la misma manera en que se determino oxígeno disuelto.



ANEXO 5

Reactivos para Determinar la Demanda Química de Oxígeno

1. Solución de digestión: Añadir 10.216 g de dicromato de potasio ($K_2Cr_2O_7$) a 167 mL de ácido sulfúrico (H_2SO_4) concentrado y 33.3 g de sulfato mercuríco ($HgSO_4$) con 500 mL de agua destilada y diluir la solución a 1 litro.
2. Solución catalizadora: Se prepara disolviendo 22 g de sulfato de plata ($AgSO_4$ con H_2SO_4 concentrado aforando a 1 L.
3. Solución madre: Se prepara con 8.5 g de Ftalato Ácido de Potasio previamente puesto a sequedad durante 84 horas y diluyendo en agua a 1 L. La solución madre tiene la cantidad equivalente a 10 g/L de Ftalato Ácido de Potasio.



ANEXO 6

Reactivos para el Método Argentométrico para Determinar Cloruro

1. Solución indicadora de cromato potásico: Disuélvase 5 g de K_2CrO_4 en un poco de agua destilada. Añádase solución de nitrato de plata ($AgNO_3$), hasta que se forme un claro precipitado rojo. Déjese reposar 6 horas, fíltrese y dilúyase a 100 mL con agua destilada.
2. Titulante de nitrato de plata patrón. 0.0141 M (0.0141 N): Disuélvase 2.395 g de $AgNO_3$ en agua destilada y dilúyase a 1000 mL.



ANEXO 7

Solucion de Ringer (NMx-042-1987), para dilución de muestras para pruebas microbiológicas

Reactivos:

- Cloruro de sodio (NaCl) = 2.25g
- Cloruro de potasio (KCl) = 0.105g
- Cloruro de calcio anhidro (CaCl₂)= 0.12g
- Bicarbonato de sodio (NaHCO₃)= 0.05g
- Agua destilada para llevar a 1000 mL.

Disolver los componentes y dividirlos en volúmenes convenientes. Esterilizar en autoclave a 121°C por 15 minutos.



ANEXO 8

Tabla 66 Límites máximos permisibles de la NOM-001-SEMARNAT-1996

LÍMITES MÁXIMOS PERMISIBLES PARA CONTAMINANTES BÁSICOS																					
PARÁMETROS (miligramos por litro, excepto cuando se especifique)	RÍOS						EMBALSES NATURALES Y ARTIFICIALES				AGUAS COSTERAS						SUELO		HUMEDALES NATURALES (B)		
	Uso en riego agrícola (A)		Uso público urbano (B)		Protección de vida acuática (C)		Uso en riego agrícola (B)		Uso público urbano (C)		Explotación pesquera, navegación y otros usos (A)		Recreación (B)		ESTUARIOS (B)		Uso en riego agrícola (A)		HUMEDALES NATURALES (B)		
	P.M.	P.D.	P.M.	P.D.	P.M.	P.D.	P.M.	P.D.	P.M.	P.D.	P.M.	P.D.	P.M.	P.D.	P.M.	P.D.	P.M.	P.D.	P.M.	P.D.	
Temperatura °C (1)	N.A.	N.A.	40	40	40	40	40	40	40	40	40	40	40	40	40	40	40	N.A.	N.A.	40	40
Grasas y Aceites (2)	15	25	15	25	15	25	15	25	15	25	15	25	15	25	15	25	15	25	15	25	
Materia Flotante (3)	ausente	ausente	ausente	ausente	ausente	ausente	ausente	ausente	ausente	ausente	ausente	ausente	ausente	ausente	ausente	ausente	ausente	ausente	ausente	ausente	
Sólidos Sedimentables (ml/l)	1	2	1	2	1	2	1	2	1	2	1	2	1	2	1	2	N.A.	N.A.	1	2	
Sólidos Suspensivos Totales	150	200	75	125	40	60	75	125	40	60	150	200	75	125	75	125	N.A.	N.A.	75	125	
Demanda Bioquímica de Oxígeno	150	200	75	150	30	60	75	150	30	60	150	200	75	150	75	150	N.A.	N.A.	75	150	
Nitrógeno Total	40	60	40	60	15	25	40	60	15	25	N.A.	N.A.	N.A.	N.A.	15	25	N.A.	N.A.	N.A.	N.A.	
Fósforo Total	20	30	20	30	5	10	20	30	5	10	N.A.	N.A.	N.A.	N.A.	5	10	N.A.	N.A.	N.A.	N.A.	

(1) Instantáneo
 (2) Muestra Simple Promedio Ponderado
 (3) Ausente según el Método de Prueba definido en la NMX-AA-006.
 P.D.= Promedio Diario; P.M. = Promedio Mensual;
 N.A. = No es aplicable.
 (A), (B) y (C): Tipo de Cuerpo Receptor según la Ley Federal de Derechos.



ANEXO 9

Tabla 67 Límites máximos permisibles de contaminantes en descargas de aguas residuales a los sistemas de alcantarillado urbano o municipal de la NOM-002-SEMARNAT-1996

LÍMITES MÁXIMOS PERMISIBLES			
PARÁMETROS (miligramos por litro, excepto cuando se especifique otra)	Promedio Mensual	Promedio Diario	Instantáneo
Grasas y Aceites	50	75	100
Sólidos Sedimentables (mililitros por litro)	5	7.5	10
Arsénico total	0.5	0.75	1
Cadmio total	0.5	0.75	1
Cianuro total	1	1.5	2
Cobre total	10	15	20
Cromo hexavalente	0.5	0.75	1
Mercurio total	0.01	0.015	0.02
Níquel total	4	6	8
Plomo total	1	1.5	2
Zinc total	6	9	12



ANEXO 10

Límites permisibles de calidad y tratamientos a que debe someterse el agua para su potabilización de la NOM-127-SSA1-1994

Tabla 68 Límites permisibles de agentes biológicos

CARACTERISTICA	LIMITE PERMISIBLE
Organismos coliformes totales	2 NMP/100 ml 2 UFC/100 ml
Organismos coliformes fecales	No detectable NMP/100 ml Cero UFC/100 ml

Tabla 69 Límites permisibles físicos y organolépticos

CARACTERISTICA	LIMITE PERMISIBLE
Color	20 unidades de color verdadero en la escala de platino-cobalto.
Olor y sabor	Agradable (se aceptarán aquellos que sean tolerables para la mayoría de los consumidores, siempre que no sean resultados de condiciones objetables desde el punto de vista biológico o químico).
Turbiedad	5 unidades de turbiedad nefelométricas (UTN) o su equivalente en otro método.



Tabla 70 Límites permisibles de características químicas

CARACTERISTICA	LIMITE PERMISIBLE
Aluminio	0.20
Cianuros (como CN ⁻)	0.07
Cloro residual libre	0.2-1.50
Cloruros (como Cl ⁻)	250.00
Cobre	2.00
Cloruros (como Cl ⁻)	250.00
Cobre	2.00
Cromo total	0.05
Dureza total (como CaCO ₃)	500.00
Fenoles o compuestos fenólicos	0.001
pH (potencial de hidrógeno) en unidades de pH	6.5-8.5
Sodio	200.00
Sólidos disueltos totales	1000.00
Sulfatos (como SO ₄ ⁼)	400.00
Sustancias activas al azul de metileno (SAAM)	0.50
Trihalometanos totales	0.20
Zinc	5.00